

# Die Akustik der Anzeigerufe der Frösche – Einflüsse ihrer Umwelt und Biologie im Kontrast zur ihrer stammesgeschichtlichen Verwandtschaft.

Dissertation

Zur Erlangung des akademischen Grades

doctor rerum naturalium

(Dr. rer. Nat.)

im Fach Biologie

Eingereicht an der Lebenswissenschaftlichen Fakultät

der Humboldt-Universität zu Berlin

von

Master of Science, Mike Emmrich

Präsidentin der Humboldt-Universität zu Berlin

Prof. Dr.-Ing. Dr. Sabine Kunst

Dekan Lebenswissenschaftlichen Fakultät

Prof. Dr. Bernhard Grimm

Gutachter/innen:

1. PD Dr. Mark-Oliver Rödel
2. Prof. Dr. Nadia Fröbisch
3. Prof. Dr. Thomas Ziegler

Tag der mündlichen Prüfung: 12.06.2020



Die Akustik der Anzeigerufe der Frösche -  
Einflüsse ihrer Umwelt und Biologie im Kontrast zur  
ihrer stammesgeschichtlichen Verwandtschaft.

eingereicht von

Mike Emmrich

Doktorarbeit

September 2019





# Summary

In the course of evolution, frogs have conquered most diverse habitats and developed a wide range of ways of life. This led to have varied adaptations of their morphology and behaviour, changings allowing individuals to survive and reproduce in these diverse habitats. These adjustments have led to the selection of certain acoustic features in the advertisement call of the frogs. Advertisement calls developed by frogs and used mainly by females for the recognition of species and the choice of mating partners. In terms of their characteristics, these advertisements are individual for each species, usable as additional tool for species identification. Frogs are largely bound to waters because of their way of reproduction, which limits the habitats for them. Thus, many adjustments in morphology and their behaviours are very similar due to the similarity of their habitats. Such similarities also found in the acoustic characteristics of the advertisement call. The acoustic characteristics of the frog species imprinted in their genetics. What led to the question whether these similarities in the advertisement calls are only as adaptations to the habitat or whether phylogenetic relationship is responsible for the emergence? To clarify this question, I collected and evaluated advertisement calls of several hundred species from different parts of the planet. I then statistically compared the resulting acoustic measurements with morphological characteristics, the behaviour of the species when calling and the generally preferred habitats in order to identify existing relationships with the acoustic characteristics. A final comparison with the phylogeny of frog species should clarify the extent to which measured acoustic characteristics related to phylogeny. It should also clarify what exerts a greater influence on the expression of the complaint, phylogeny or the environment. The evaluation shows the possibility to group advertisement calls into guilds, regardless from the relationship of the frog species. The analyses show that the selection for certain acoustic characteristics favoured by different factors of morphology, behaviour and habitat. It turned out that mainly the generated frequencies related to these conditions. The selection of certain frequencies is a cause of the interaction of different parameters, whereby the morphology plays a prominent role. I was also able to show that the resulting guilds of the advertisement calls also related to several conditions and they determined by the interactions of these conditions. Comparative phylogenetic analysis revealed that acoustic features also related to phylogeny, whereby both phylogeny and the environment influence the characteristics of the advertisement calls. Thereby, spectral features more influenced by the phylogeny than the temporal features.

# Zusammenfassung

Im Laufe der Evolution haben Frösche die verschiedensten Lebensräume erobert und entwickelten eine große Bandbreite an Lebensweisen. Das führte zu mannigfaltigen Anpassungen ihrer Morphologie und Verhaltensweisen. Veränderungen, die ein Überleben und die Fortpflanzung in diesen unterschiedlichsten Lebensräumen ermöglichten. Diese Anpassungen haben zur Selektion bestimmter akustischer Merkmale in den Anzeigerufen bei den Fröschen geführt. Ein akustisches Signal, was von Froschweibchen hauptsächlich zur Arterkennung und zur Wahl der Paarungspartner entwickelt wurde. Diese Anzeigerufe sind in ihrer Merkmalsausprägung so individuell für jede Art, dass sich nah verwandte Arten daran unterscheiden lassen. Frösche sind aufgrund ihrer Fortpflanzungsweise größtenteils an Gewässer gebunden, was die Lebensräume für sie einschränkt. Dadurch sind viele Anpassungen in der Morphologie und ihren Verhaltensweisen sehr ähnlich, bedingt durch die Ähnlichkeit ihrer Lebensräume. Eine Ähnlichkeit, die man auch in den akustischen Ausprägungen der Anzeigerufe wiederfindet. Die akustischen Merkmale der Froscharten sind in ihrer Genetik verankert. Was zu der Frage führte, ob diese Ähnlichkeiten in den Anzeigerufen nur als Anpassungen an den Lebensraum entstanden sind oder ob stammesgeschichtliche Verwandtschaft für die Entstehung verantwortlich ist. Zur Klärung dieser Frage habe ich Anzeigerufe mehrerer hundert Arten aus den unterschiedlichsten Gebieten des Planeten gesammelt und ausgewertet. Die daraus resultierenden akustischen Messungen habe ich dann mit morphologischen Merkmalen, den Verhaltensweisen der Arten beim Rufen und den generell bevorzugten Lebensräumen statistisch verglichen, um damit bestehende Zusammenhänge mit den akustischen Merkmalen zu identifizieren. Ein abschließender Vergleich mit der Phylogenie der Froscharten sollte klären, in wie weit die gemessenen akustischen Merkmale im Zusammenhang mit der Phylogenie stehen. Ebenfalls sollte dadurch geklärt werden, was den wichtigeren Einfluss auf die Ausprägung der Anzeigerufe ausübt, die Phylogenie oder die Umwelt. Die Auswertung der Anzeigerufe ergab die Möglichkeit sie in Gilden einzuteilen, unabhängig davon wie die verwandtschaftlichen Beziehungen der Arten waren. Die statistischen Analysen zeigten, dass die Selektion auf bestimmte akustische Merkmale durch verschiedene Faktoren aus Morphologie, Verhalten und Lebensraum begünstigt wird. Die erzeugten Frequenzen standen dabei hauptsächlich im Zusammenhang mit diesen Bedingungen. Zudem konnte ich zeigen, dass die Bedingungen für die Frequenzen nicht einzeln ausschlaggebend, sondern in der Kombination. Ein Effekt, den ich für die Gilden der Anzeigerufe in einem eingeschränkten Maße ebenfalls zeigen konnte. In der vergleichenden phylogenetischen Analyse stellte sich heraus, dass die Phylogenie in einem Zusammenhang mit den akustischen Merkmalen steht. Die Ausprägungen der Anzeigerufe werden sowohl von der Phylogenie als auch der Umwelt beeinflusst werden. Wobei der Einfluss der Phylogenie auf spektrale Eigenschaften größer ist als für temporale Merkmale.



# Inhalt

Summary	i.
Zusammenfassung	ii.
Allgemeine Einleitung	1.
Vielfalt, Ursprung und Bedeutung von Kommunikation.	1.
Kommunikation der Froschlurche.	2.
Zielsetzung der Doktorarbeit.	4.
1. Die Vielfalt der akustischen Kommunikation bei den Froschlurchen.	7.
1.1 Einleitung.	7.
1.2 Material und Methoden.	11.
1.2.1 Datenzusammenstellung.	11.
1.2.2 Auswertung und Beschreibung der akustischen Eigenschaften.	11.
1.2.3 Statistische Auswertung.	15.
1.3 Ergebnisse.	16.
1.4 Diskussion.	26.
2. Bedeutung der Biologie und des Lebensraumes für akustische Merkmale	29.
2.1 Einleitung.	29.
2.1.1 Schallerzeugung und -detektion der Froschlurche.	30.
2.1.1.1 Schallerzeugung.	30.
2.1.1.2 Einschränkungen in der Schallerzeugung und Kopplung des Schalls an das Überträgermedium bei Fröschen.	33.
2.1.1.3 Schalldetektion und Verarbeitung.	34.
2.1.1.4 Einschränkungen in der Schalldetektion der Frösche.	35.
2.1.2 Schallausbreitung.	36.
2.2 Material und Methoden.	38.

2.2.1 Datenerhebung.	38.
2.2.2 Statistische Analyse der in Kapitel 1 gemessenen akustischen Eigenschaften der Anzeigerufe.	40.
2.2.3 Multivariate statistische Analyse der gemessenen akustischen Merkmale und der in Kapitel 1 ermittelten Gilden von Anzeigerufen.	41.
2.3 Ergebnisse.	45.
2.3.1 Korrelationen morphologischer, Verhaltens- und Habitatsparameter mit akustischen Merkmalen.	45.
2.3.1.1 Morphologie und akustische Merkmale.	45.
2.3.1.2 Verhalten und akustische Merkmale.	51.
2.3.1.3 Lebensraum und akustischen Merkmale.	58.
2.3.2 Multivariater Zusammenhang von Morphologie, Verhalten und Lebensraum mit den akustischen Merkmalen.	61.
2.4 Diskussion.	75.
2.4.1. Abhängigkeit der akustischen Merkmale von morphologischen Faktoren.	75.
2.4.2. Verhaltensabhängigkeit der akustischen Merkmale.	78.
2.4.3. Zusammenhang zwischen den akustischen Merkmalen und dem Lebensraum.	80.
2.4.4 Interaktiver Einfluss von Umwelt und Biologie.	82.
3. Die Phylogenie von Anuren und die Ausprägung der akustischen Merkmale ihrer Anzeigerufe	85.
3.1. Einleitung.	85.
3.2. Material und Methoden.	88.
3.2.1. Datenquellen und Bearbeitung der phylogenetischen Daten.	88.
3.2.2. Vergleich zwischen Phylogenie und akustischen Merkmalen.	89.
Verteilung der akustischen Merkmale in der Phylogenie der Froschlurche.	90.
3.3. Ergebnisse.	91.
3.3.1. Vergleich der Phylogenie und der akustische Merkmale.	91.

3.3.2. Verteilung der akustischen Merkmale in der genetischen Phylogenie der Frösche.	92.
3.4. Diskussion.	98.
Schlussfolgerungen/Outlook	101.
Referenzen.	104.
Danksagung	114.
Appendix A.	115.
Appendix B.	209.
Appendix C.	244.
Appendix D.	334.
Appendix E.	420.
Appendix F.	476.
Liste der Publikationen.	479.
Eigenständigkeitserklärung.	480.



# Abbildungsverzeichnis.

1. Anzeigeruf <i>Dendropsophus delarivai</i> .	8.
2. Anzeigeruf <i>Litoria freycineti</i> .	9.
3. Anzeigeruf <i>Epipedobates boulengeri</i> .	12.
4. Schematische Darstellung struktureller Elemente.	14.
5. Hauptkoordinatenanalyse akustischer Eigenschaften.	17.
6. Anzeigeruf <i>Anodonthyla boulengerii</i> .	18.
7. Anzeigeruf <i>Diasporus diastema</i> .	19.
8. Anzeigeruf <i>Litoria inermis</i> .	20.
9. Anzeigeruf <i>Leptodactylus mystaceus</i> .	21.
10. Anzeigeruf <i>Afrixalus vittiger</i> .	22.
11. Anzeigeruf <i>Pseudopaludicola boliviana</i> .	23.
12. Anzeigeruf <i>Dendropsophus phlebodes</i> .	24.
13. Anzeigeruf <i>Eleutherodactylus coqui</i> .	25.
14. Darstellung Schallwelle.	29.
15. Schematische Darstellung beteiligter Strukturen bei Vokalisation.	31.
16. Darstellung der Atmung eines Frosches bei der Vokalisation.	32.
17. Auditorisches System der Frösche.	34.
18. Darstellung eines binären Entscheidungsbaumes.	42.
19. Korrespondenzanalyse von Rufgilden und Morphologie.	63.
20. Korrespondenzanalyse von Rufgilden und Verhaltensweisen.	64.
21. Korrespondenzanalyse von Rufgilden und Lebensraum.	66.
22. Verteilung der minimalen Tiefe im „Random Forest“ zur dominanten Frequenz.	68.
23. Wichtigkeit von Variablen im „Random Forest“ zur dominanten Frequenz.	69.
24. Interaktion der Variablen im „Random Forest“ zur dominanten Frequenz.	70.
25. Verteilung der minimalen Tiefe im „Random Forest“ zu den Rufgilden.	72.
26. Wichtigkeit von Variablen im „Random Forest“ zu den Rufgilden.	73.
27. Interaktion der Variablen im „Random Forest“ zu den Rufgilden.	74.
28. Schema der möglichen evolutiven Entwicklung der Anzeigerufe.	87.
29. Verteilung der dominanten Frequenz in der Phylogenie.	92.
30. Verteilung der Pulsraten in der Phylogenie.	93.
31. Verteilung der Frequenzmodulation der Pulse in der Phylogenie.	94.
32. Verteilung der Rufgilden in der Phylogenie.	95.
33. Verteilung der Ruflängen in der Phylogenie.	96.
34. Verteilung der Pulslängen in der Phylogenie.	97.





# Tabellenverzeichnis.

1. Kategorien der strukturellen akustischen Elemente.	13.
2. Verteilung der Rufgilden in den erhobenen Arten.	25.
3. Externe morphologische Merkmale.	38.
4. Kategorien des Rufverhaltens und des Lebensraumes.	39.
5. Übersicht über Anzahl der untersuchten Arten in statistischen Tests.	41.
6. Verwendet Variablen und Anzahl der zufälligen Merkmale im „Random Forest“.	44.
7. Ergebnisse der Rangkorrelation.	45.
8. Ergebnisse des paarweisen Wilcoxon-Tests für die Ausprägung der Schallblase.	46.
9. Ergebnisse des paarweisen Wilcoxon-Tests für die Form der Schallblase.	48.
10. Ergebnisse des paarweisen Wilcoxon-Tests für die Größe des Tympanums.	49.
11. Ergebnisse des paarweisen Wilcoxon-Tests für die Sichtbarkeit des Tympanums.	51.
12. Ergebnisse des paarweisen Wilcoxon-Tests für den Rufuntergrund.	54.
13. Ergebnisse des Wilcoxon-Tests für die Distanz zum Gewässer.	55.
14. Ergebnisse des paarweisen Wilcoxon-Tests für die Höhe der Rufposition.	56.
15. Ergebnisse des paarweisen Wilcoxon-Tests für die Rufzeit.	58.
16. Ergebnisse des paarweisen Wilcoxon-Tests für den Lebensraum.	59.
17. Ergebnisse des paarweisen Wilcoxon-Tests für die Laichgewässer.	61.
18. Absolute Häufigkeit der Rufgilden in den morphologischen Merkmalen.	62.
19. Absolute Häufigkeit der Rufgilden in den Verhaltensweisen.	64.
20. Absolute Häufigkeit der Rufgilden in den Lebensräumen.	65.
21. Ergebnisse der „Random Forest“-Analyse.	67.
22. Konfusionsmatrix der Rufgilden.	71.
23. Ergebnisse des phylogenetischen Vergleiches.	91.



# Einleitung.

## Vielfalt, Ursprung und Bedeutung von Kommunikation.

Die Fähigkeit Signale zu detektieren und zu senden hatte ihren Ursprung wahrscheinlich bereits mit der Entstehung des Lebens vor ca. 3,5 Mrd. Jahren (Futuyma 2007), da bereits Mikroorganismen in der Lage sind Informationen auszutauschen (Quorum sensing) (Miller & Bassler 2001; Zhang et al. 2012; Montgomery et al. 2013). Kommunikation ist ein in der Natur ubiquitär vorkommendes Prinzip, da alle Lebensformen, selbst Pflanzen, in der Lage sind Signale zu senden und zu empfangen (Farmer & Ryan 1990; Heil & Adame-Álvares 2010).

Im Laufe der Entstehung und Weiterentwicklung des Lebens kamen dabei die verschiedensten Möglichkeiten an Kommunikationsformen auf. Die älteste Kommunikationsform stellt die chemische Kommunikation dar (Bradbury & Vehrencamp 2011). Auch diese findet sich bei allen Lebensformen, von Einzellern bis zu den Primaten (Spence-Aizenberg et al. 2018). Neben der chemischen Kommunikation haben Lebewesen aber auch visuelle, akustische, taktile, thermische und elektrische Kommunikationsmöglichkeiten entwickelt (Tembrock 1982; Kaltenpoth 2006; Bradbury & Vehrencamp 2011).

Unter dem Begriff Kommunikation versteht man den Austausch von Informationen. Dieser Austausch kann zwischen Artgenossen stattfinden sowie auch mit anderen Arten. Die bei der Kommunikation übertragenden Informationen sind dabei vom Kontext anhängig. Je nach Ausgangssituation, Sender und Empfänger werden sie für unterschiedliche Zwecke genutzt. Dabei ist zu beachten, dass es je nach Situation, um einen gewollten Austausch von Informationen bzw. einen ungewollten Informationsaustausch handeln kann (Bradbury & Vehrencamp 2011). Die Kommunikation zwischen Artgenossen dient überwiegend der Partnerfindung zur sexuellen Reproduktion, wobei jede Art für diesen Zweck einen für ihre Art einzigartigen Satz an Signalen entwickelt hat (Gerhardt & Huber 2002; Bradbury & Vehrencamp 2011). Diese Signale besitzen einzigartige Merkmale, die innerhalb der Arten eine nur geringe Variabilität aufweisen, sogenannte statische Merkmale. Es wird angenommen, dass diese konservierten Merkmale dazu dienen, insbesondere sympatrisch vorkommende und nah verwandte Arten, auf der Kommunikationsebene voneinander abzugrenzen (Littlejohn 1965; Duellman & Trueb 1994). Diese Abgrenzung schränkt Hybridisierungen ein und reduziert so Fitnessverluste (Moriarty & Lemmon 2010). Weiterhin wird innerartliche Kommunikation genutzt, um etwa Territorien oder andere Ressourcen zu verteidigen (z. B. Reviermarkierungen bei Großkatzen, Territorialrufe unter den Froschlurchen) oder Artgenossen vor Räubern bzw. Gefahren zu warnen (z. B. Warnrufe der

Erdmännchen oder Marmeltiere). Insbesondere innerartliche Kommunikationssignale können auch andere, meist ungewollte Empfänger erreichen. Viele Prädatoren können die Signale anderer Arten nutzen um ihre Beute zu orten (Ryan et al. 1982; Tuttle & Ryan 1984). Umgekehrt werden innerartliche Signale aber auch gezielt imitiert, um Beute in Reichweite eines Räubers zu locken (Stowe et al. 1987). Auf Seiten der Beute werden zwischenartliche Signale genutzt, um sich vor Fressfeinden zu schützen. Diese als Aposematismus bezeichneten Signale dienen dazu, mögliche Fressfeinde zu verwirren oder abzuschrecken (z. B. Färbung der Baumsteigerfrösche) (Saporito et al. 2012; Rojas 2017). Der Austausch von Signalen steuert somit das Verhalten von Lebewesen und ist daher der Grund, dass Kommunikation ein fester Bestandteil einer Definition für das Leben an sich ist (Jeuken 1975). Eine Verhaltensweise, die für Frösche insbesondere während ihrer Reproduktionsphase von enormer Bedeutung ist.

## Kommunikation der Froschlurche.

Wie jede andere Lebensform sind auch die Froschlurche auf Kommunikation angewiesen. Zum überwiegenden Teil dient sie der Anlockung von Partnern zur Reproduktion. Dazu nutzen Frösche generell das ganze zur Verfügung stehende Spektrum von chemischen, visuellen, akustischen und taktilen Kommunikationsformen. Bei den Gattungen *Ascaphus* und *Leiopelma* konnten außerdem chemische Kommunikationssignale nachgewiesen werden (Lee & Waldman 2002; Waldman & Bishop 2004; Belanger & Corkum 2009). Ein Nachweis chemischer Kommunikationsformen bei anderen Fröschen beschränkt sich derzeit allerdings auf nur wenige Arten (Pearl et al. 2007; Poth et al. 2012; Starnberger et al. 2013). Neben diesen Nachweisen chemischer Kommunikation bei adulten Fröschen, nutzen insbesondere Kaulquappen chemische Signale um ihre eigene Art oder Räuber zu identifizieren (Blaustein & O'Hara 1982; Waldman 1985).

Frösche nutzen zur Kommunikation auch visuelle Reize (Narvaes & Rodrigues 2005; Haddad & Giaretta 1999, Augusto-Alves et al. 2018). Das bekannteste Beispiel ist dabei die Winkbewegungen bei den Winkerfröschen (*Staurois*). Diese Gattung nutzt ein komplexes System aus Bewegungen ihrer Vorder- und Hintergliedmaßen um Signale zu übermitteln (Hödl & Amézquita 2001). Winkerfrösche überbrücken so das hohe Hintergrundrauschen an den schnell fließenden Gewässern in ihren bevorzugten Lebensräumen (Preiniger et al. 2012). Ein weiteres Beispiel für die Verwendung visueller Signale ist vermutlich die auffällige Färbung von Drüsen auf den Schallblasen der afrikanischen Riedfroschgattung *Hyperolius*. Diese Drüsen produzieren jedoch auch chemische Signale, womit drei Kommunikationsformen (chemische, visuelle und akustische) in Kombination auftreten (Starnberger et al. 2013).

Die bedeutendste Kommunikationsform für Frösche, stellt die akustische Form dar. Ein Großteil der bekannten 7106 Froscharten (Amphibiaweb.org 2019) nutzt diese Form der Informationsübermittlung. Es gibt nur wenige Ausnahmen wie z.B. die Arten der bereits erwähnten Gattungen *Ascaphus* und *Leiopelma*, die nachweislich keine akustische Kommunikation betreiben (Lee & Waldman 2002, Stephenson & Verrell 2003).

Im Laufe ihrer Evolution haben Frösche ein äußerst umfangreiches Repertoire an Rufen entwickelt um Informationen zu übertragen (Toledo et al. 2015). Dabei dienen sie den unterschiedlichsten Zwecken, sei es für die Partnersuche, für territoriales Verhalten oder zur Warnung vor Fressfeinden (Dautel et al. 2011; Toldeo et al. 2015). In erster Linie jedoch verwenden Frösche ihre akustische Kommunikation zur Partnerfindung (Gerhardt & Huber 2002). Diese sogenannten Anzeigerufe lassen sich während der gesamten Paarungssaison vernehmen. Dabei sind die Anzeigerufe in der Kombination von Rufstruktur und -frequenz mehr oder weniger einzigartig für jede Art (Schjøtz 1973; Duellman & Trueb 1994) und werden von Taxonomen als zusätzliches Bestimmungsmerkmal genutzt (Köhler et al. 2017). Sie sind ein Identifikationsmerkmal für Artgenossen und ein Auswahlkriterium der Weibchen für die Partnerwahl (Duellman & Trueb 1994, Schwartz 2001, Gerhardt & Huber 2002). Weibchen nutzten dabei Frequenzeigenschaften (z.B. dominante Frequenz) und temporäre Merkmale (z.B. Pulsrate) der Anzeigerufe, um zwischen arteigenen und artfremden Individuen zu unterscheiden aber auch um den geeignetsten Paarungspartner auszuwählen.

## Zielsetzung der Doktorarbeit.

Im Laufe ihrer Evolution haben Frösche die unterschiedlichsten Lebensräume auf unserem Planeten besiedelt. Man findet sie in ariden, feuchten, gemäßigten sowie in tropischen Gebieten. Durch das Zusammenspiel natürlicher und sexueller Selektion haben sich die diversen Froscharten an unterschiedlichste Lebensräume angepasst. Dabei ist davon auszugehen, dass ähnliche Umweltbedingungen selbst bei nicht verwandten Arten zu ähnlichen Merkmalsausprägungen geführt haben, eine als Konvergenz bezeichnete Entwicklung (Futuyma 2007). Ein Beispiel konvergenter Entwicklung ist der Körperbau von Fischen, Fischeurien und Walen (Papst 2000). Die Anforderung, sich im Wasser schnell bewegen zu können, hat hier unabhängig vom Verwandtschaftsgrad jeweils zu einer ähnlichen anatomischen Antwort geführt (Futuyma 2007).

Ähnliche Eigenschaften sind aber nicht auf die Anatomie beschränkt. So erbeuten z.B. Quallen und Schwarmfische Kleinstlebewesen mit gleichem stoffwechselphysiologischem Aufwand (physiologische Konvergenz) (Kutschera 2012). Auch im Verhalten gibt es Konvergenzen, wie z.B. das Verwenden von Extremitäten zum Übermitteln von visuellen Signalen bei Winkerfröschen (*Staurois*) und Winkerkrabben (*Uca*). Die funktionale Notwendigkeit, einen bestimmten Kommunikationsweg zum Informationsaustausch zu verwenden, um Informationen mit Artgenossen auszutauschen kann also zu ähnlichen Verhaltensmerkmalen bei verschiedenen Organismen führen (Tembrock 1982; Rothgänger & Rothgänger 2011).

Derartige, konvergente Entwicklungen sollten auch in der Evolution von akustischen Kommunikationsstrukturen von Fröschen eine Rolle gespielt haben, was bisher jedoch nicht untersucht wurde. Dabei ist auffällig, dass sich die Anzeigerufe auch nicht verwandter Arten in Struktur und Komplexität sehr ähnlich sein können (Anzeigerufe von *Heterixalus boettgeri* (Hyperoliidae) und *Dendropsophus parviceps* (Hylidae)). Sich ähnelnde Anzeigerufe könnten durch gleiche Selektionsdrücke in vergleichbaren Umweltbedingungen erklärt werden. Allerdings sind die morphologischen Grundlagen für Anzeigerufe (Körpergröße, Form & Existenz einer Schallblase etc.) im Wesentlichen genetisch verankert (Duellman & Treub 1994; Wycherley 2002). Die Ausprägung des individuellen Anzeigerufes sollte also von genetischen (verwandschaftsrelevanten) Faktoren bestimmt werden.

Die Klärung der Frage was die akustischen Merkmale der Anzeigerufe bestimmt, Umwelt und/oder Verwandtschaftsgrad, ist Gegenstand meiner Dissertation. Hierin vergleiche ich erstmalig weltweiten Einfluss von Lebensraumbedingungen und stammesgeschichtlicher Verwandtschaft auf die Anzeigerufe der Froschlurche. Die zwei konträren Hypothesen, die ich in meiner Arbeit überprüfe, sind:

1. Die akustischen Merkmale und Strukturen der Anzeigerufe sind konvergent (mehrfach unabhängig voneinander) entstanden. Ähnliche Umwelten führten ungeachtet der Verwandtschaft der Arten zu ähnlichen Anzeigerufen.
2. Die Evolution der akustischen Merkmale und Strukturen der innerartlichen Kommunikation zur Partnerwahl wird von der stammesgeschichtlichen (phylogenetischen) Entwicklung der Arten bestimmt und ist nicht oder nur geringfügig, an die jeweiligen Umweltbedingungen gekoppelt.

Zur Verifizierung oder Falsifikation dieser Hypothesen habe ich verschiedene Fragen untersucht:

1. Wie korrelieren Rufparameter mit morphologischen Parametern, der Lebensraumnutzung und dem Verhalten der Froscharten? Sollten gleiche Korrelationen auch bei genetisch entfernt verwandten Arten auftreten, spräche das für eine konvergente Entstehung der Rufstrukturen.
2. Basieren diese Korrelationen nur auf einzelnen Faktoren oder werden sie durch eine Kombination mehrerer Faktoren beeinflusst? Wenn ja findet sich dieser gemeinsame Einfluss nur bei einzelnen Froschlurchfamilien (durch die Abstammung der Frösche bestimmt) oder erstreckt er sich über alle Familien hinweg (durch die Ökologie der Frösche bestimmt).
3. Wie könnte sich der gemeinsame Einfluss phylogenetischer und ökologischer Faktoren auf die Entstehung einzelner Rufstrukturen ausgewirkt haben?
4. Wie wirken sich Phylogenie und Ökologie der Froschlurche im Wechselspiel auf die Evolution von Rufstrukturen aus? Eine Gegenüberstellung der ausgearbeiteten zuvor erlangten Erkenntnisse und der Phylogenie wird es mir ermöglichen, zu gewichten, was und in welchem Umfang den bestimmenderen Einfluss auf die Rufeolution hatte.





## Kapitel 1

# Die Vielfalt der akustischen Kommunikation bei den Froschlurchen.

### 1.1. Einleitung

Anzeigerufe sind akustische Signale, die von Männchen während der Paarungszeit erzeugt werden und hauptsächlich dem Anlocken der Weibchen dienen. Sie repräsentieren eines der primären Merkmale, an dem Froscharten, insbesondere die Weibchen, Artunterscheidungen treffen (Duellman & Trueb 1994, Gerhardt & Huber 2002). Im Laufe der Evolution haben sich dabei mannigfachste Frequenzeigenschaften und Strukturen entwickelt. Unterschiedliche Froscharten nutzen dabei Frequenzen, die von einigen 100 Hz bis in den Bereich des Ultraschalls reichen (z.B. *Huia cavitympanum*, *Odorrana tormota*) (Feng et al. 2002, 2006; Arch et al. 2008). Die Strukturen der Rufe können dabei von sehr einfachen einzelnen akustischen Signalen (z.B. ein einzelner Ton, *Bombina bombina*) bis hin zu hoch komplexen Rufen mit mehreren verschiedenen Signalen reichen (z.B. *Dendropsophus delarivai*), wobei die Länge der Rufe einige Millisekunden bis zu einer halben Minute betragen kann (Abb. 1).

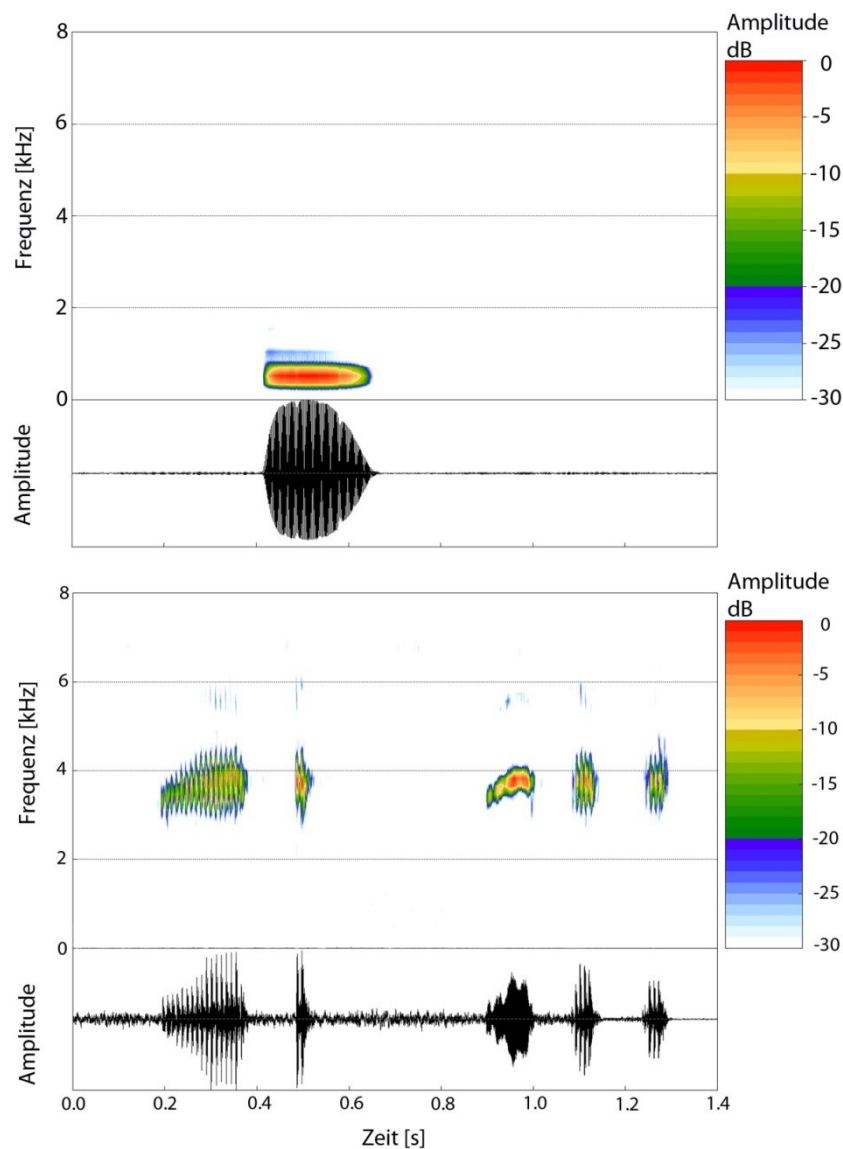


Abbildung 1: Darstellung der Anzeigerufe von *Dendropsophus delarivai* (Hylidae) unten und *Bombina bombina* (Bombinatoridae) oben. Die Abbildung zeigt die unterschiedliche Komplexität (hohe Komplexität *Dendropsophus delarivai*, geringe Komplexität *Bombina bombina*) in Anzeigerufen verschiedener Arten. Die Aufnahme von *Dendropsophus delarivai* stammt aus De la Riva et al. (2002) und die Aufnahme von *Bombina bombina* stammt aus Schneider (2005). Die obere Bildhälfte zeigt jeweils das Spektrogramm des Anzeigerufes erstellt mit einer Abtastrate von 44.100Hz, einem Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256 und einer Fensterüberlappung von 80%. Die unteren Bildhälften zeigen die jeweiligen Oszillogramme. Die Farbskala verdeutlicht die Höhe der Amplitude in Dezibel (dB). Spektrogramm und Oszillogramm wurden mit Hilfe des R-Paketes „seewave“ erstellt.

Die Unterscheidung zwischen arteigenen und artfremden Individuen und die Partnerwahl der Weibchen wird dabei durch statische und dynamische Merkmale der Rufe in den Frequenzeigenschaften und Rufstrukturen ermöglicht (Gerhardt 1991; Duellman & Trueb 1994). Statische Eigenschaften bestimmen dabei die Qualität des Rufes. Die bevorzugten akustischen Werte

der Froschweibchen liegen dabei am oder nahe des Standards, der von den Männchen in den beobachteten Populationen erzeugten akustische Signale. Dieser Standard ist die Orientierung der Weibchen für die Artzugehörigkeit. Extreme Werte in statischen Eigenschaften werden von Weibchen weniger bevorzugt.

Dynamische Merkmale hingegen bestimmen die Quantität des Signalisierens, also die Menge der abgegebenen akustischen Signale. Hier bevorzugen Weibchen Werte, die im Bereich der maximalen Werte der von den Männchen in den beobachteten Populationen erzeugten akustische Signale sind (Gerhardt 1991). Froschweibchen unterscheiden ihre Art von anderen Arten in erster Linie durch die statischen Merkmale der Rufe. Untersuchungen förderten dabei ein hierarchisches System zutage, nachdem Weibchen ihre Wahl treffen (Duellman & Trueb 1994). Artunterscheidungen werden zuerst durch die fundamentale Frequenz, danach anhand der dominanten Frequenz, folgend durch die Pulsrate und abschließend durch die Ruflänge getroffen (Duellman & Trueb 1994) (Abb. 2).

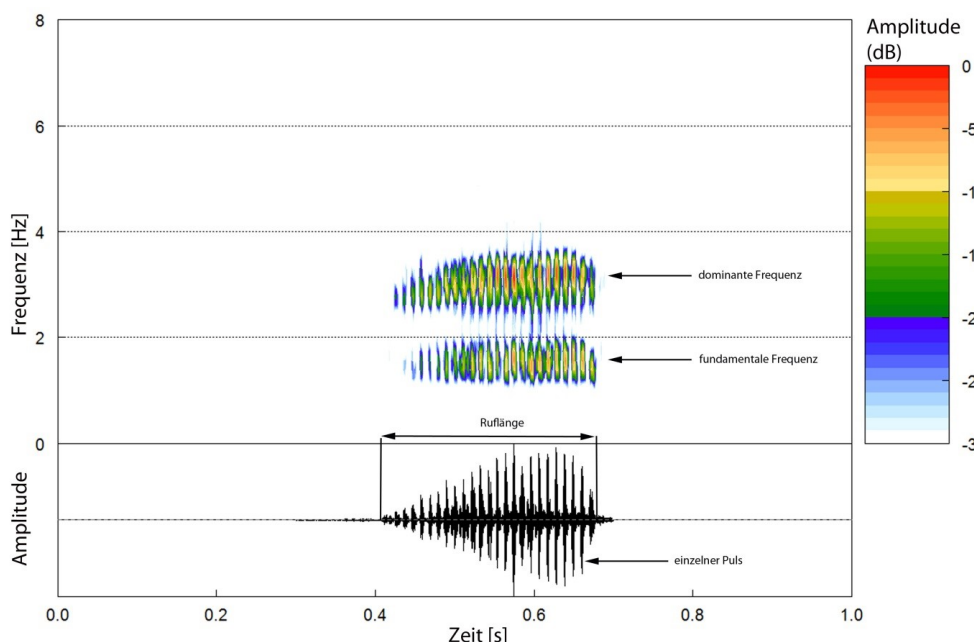


Abbildung 2: Darstellung eines Anzeigerufes, hier von *Litoria freycineti* (Pelodyadidae), mit den eingezeichneten statischen akustischen Merkmalen, fundamentale Frequenz, dominante Frequenz, Ruflänge und Pulsrate (Anzahl von Pulsen pro Ruflänge) zur Partnerwahl der Weibchen. Die Aufnahme stammt aus Stewart (1998). Die obere Bildhälfte zeigt das Spektrogramm des Anzeigerufes, erstellt mit einer Abtastrate von 44.100Hz, einem Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256 und einer Fensterüberlappung von 80%. Die untere Bildhälfte zeigt das entsprechende Oszillogramm des Rufes. Die Farbskala verdeutlicht die die Höhe der Amplitude in Dezibel (dB). Spektrogramm und Oszillogramm wurden mit Hilfe des R-Paketes „seewave“ erstellt.

Diese vier akustischen Merkmale der Anzeigerufe weisen innerhalb von Froscharten eine relativ geringe Variabilität auf (Gerhardt 1991; Köhler et al. 2017). Die Arterkennung durch die Weibchen verläuft hauptsächlich frequenzabhängig (Duellman & Treub 1994). Temporäre Strukturen werden von Weibchen hauptsächlich dazu genutzt, geeignete Paarungspartner zu finden, wobei auch hier die Höhe der dominanten Frequenz eine Rolle spielt (Gerhardt & Huber 2002). Anhand von Beschreibungen in

der Taxonomie der Froscharten erkennt man allerdings viele Gemeinsamkeiten in Struktur und Frequenz zwischen Anzeigerufen verschiedenster Arten (z.B. die ähnlichen nicht frequenzmodulierten einfachen Rufe von *Hyalinobatrachium orocostrale* und *Hyperolius picturatus* oder die ähnlichen frequenzmodulierten Rufe von *Kassina arboricola* und *Leptodactylus insularum*). Arten auf verschiedenen Kontinenten und in unterschiedlichen Habitaten zeichnen sich durch ähnliche Anzeigerufe aus. Was die Frage aufwirft, ob eine mögliche Ordnung bzw. Gruppierung in Anzeigerufen existiert. Sind solche Einordnungen für bestimmte Arten bzw. Gattungen einzigartig oder unabhängig? Dazu werde ich in diesem Teil der Dissertation die unterschiedlichen Ausprägungen der Anzeigerufe in den unterschiedlichsten Arten aus den verschiedensten Lebensräumen und Lebensweisen analysieren. Eine solche Analyse sollte es ermöglichen, eine Aussage darüber zu treffen, ob solche Gruppierungen in den von Fröschen am häufigsten genutzten akustischen Signalen, den Anzeigerufen, existieren.

## 1.2. Material und Methoden

### 1.2.1. Datenzusammenstellung

Um einen Überblick über die akustischen Merkmale der zurzeit bekannten ca. 7000 Froscharten zu erhalten, habe ich Anzeigerufe aus den verschiedensten Quellen ausgewertet. Die Auswahl der Quellen erfolgte anhand der Beschreibungen wie die akustischen Aufnahmen durchgeführt wurden. So wurden Quellen nicht berücksichtigt, deren Aufnahmen mit einem Mobiltelefon erfolgten. Ebenfalls wurden Quellen ausgeschlossen, die nach einer kurzen akustischen Überprüfung (Anhören) ein zu großes Rauschen aufwiesen oder aus den Beschreibungen der Aufnahmen nicht eindeutig hervorging, ob es sich um einen artspezifischen Anzeigeruf handelte. Die Anzeigerufe stammten aus frei zugänglichen Datenbanken (Amphibiaweb.org usw. siehe Appendix A), publizierten Aufnahmen (Marty & Gaucher 2002; Du Preez & Carruthers 2009 usw. siehe Appendix A) sowie Rufbeschreibungen und zur Verfügung (M.-O. Rödel, Westafrika) gestellten Rufaufnahmen (Appendix A). Ausgewertet wurden nur solche Rufe, die explizit durch den Aufnehmenden bzw. durch die Beschreibung als Anzeigerufe gekennzeichnet waren. Ziel dabei war es, eine möglichst repräsentative Zusammenstellung an Arten zu erhalten. Die Auswahl der Arten war dabei darauf ausgelegt, so viele unterschiedliche Habitate wie möglich zu erfassen, um eine große Bandbreite an Lebensräumen und Lebensweisen mit in Betracht zu ziehen. Als Referenzwert für nicht akustische Kommunikation habe ich die Arten *Ascaphus truei* und *Leiopelma hamiltoni* in die Betrachtung aufgenommen. Die Nomenklatur und Taxonomie der Froscharten folgte Frost (2019).

### 1.2.2. Auswertung und Beschreibung der akustischen Eigenschaften

Die ausgewerteten Aufnahmen der Anzeigerufe wurden mit der Software Soundruler 0.9.6 (Gridi-Papp 2007) nach Köhler et al. (2017), mit den Einstellungen: FFT-Länge = 256; Fenster = Hanning; Fensterüberlappung = 90%; Abtastrate = 44.100 Hz vermessen. Aufnahmen oder Beschreibungen von Anzeigerufen die eine ungenügende Präzision aufwiesen (z. B. fehlende Spektrogramme oder Oszillogramme in der Beschreibung) habe ich ausgeschlossen. Die Auswahl an Messungen konzentrierte sich auf die statischen Elemente der Anzeigerufe, d. h. jene Elemente, welche hauptsächlich zur intra-spezifischen Artenerkennung verwendet werden (Duellman & Trueb 1994). Folgende statischen Elemente wurden von mir aufgenommen: die dominante Frequenz (df) des gesamten Anzeigerufes, die Pulsrate (pr) und die Ruflänge (cl) (Abb. 3).

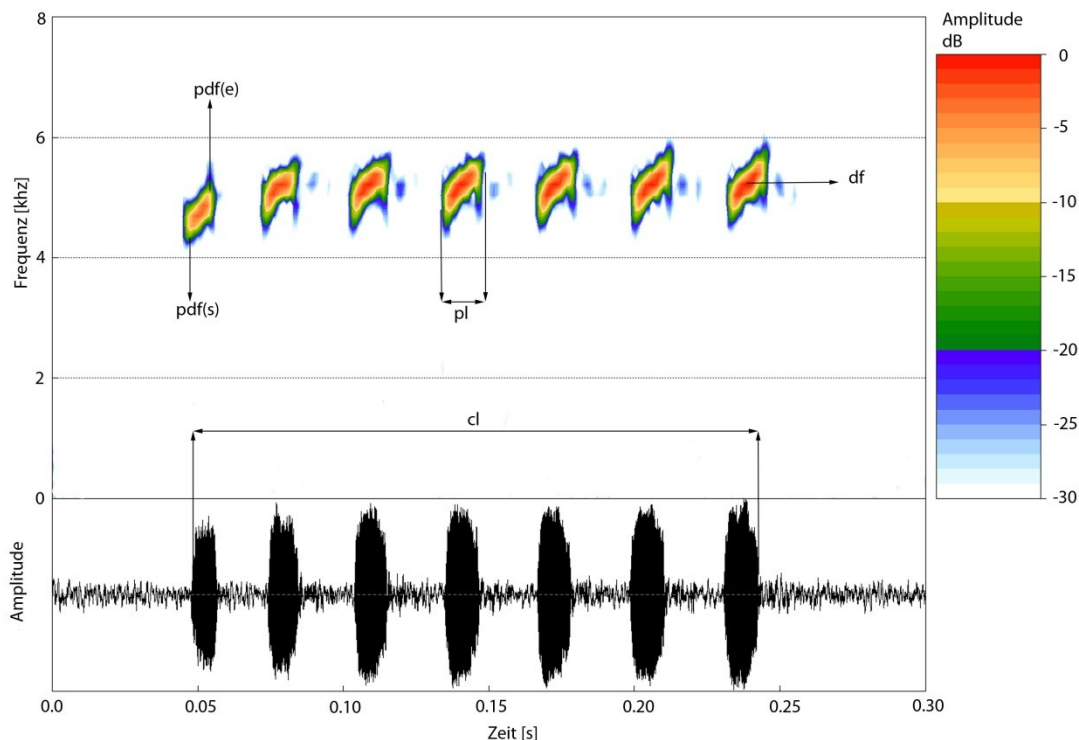


Abbildung 3: Darstellung eines Anzeigerufes, von *Epipedobates boulengeri* (Dendrobatidae). Die Aufnahme stammt aus der Datenbank: <https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/> (2019). Die obere Bildhälfte zeigt das Spektrogramm des Anzeigerufes, erstellt mit einer Abtastrate von 44.100Hz, einem Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256 und einer Fensterüberlappung von 80%. Die untere Bildhälfte zeigt das entsprechende Oszillogramm des Rufes. Die Farbskala verdeutlicht die Höhe der Amplitude in Dezibel (dB). Spektrogramm und Oszillogramm wurden mit Hilfe des R-Paketes „seewave“ erstellt. Folgende Messungen wurden an allen untersuchten artspezifischen Anzeigerufen durchgeführt. Die dominante Frequenz (df), die Frequenzmodulation der Pulse als Resultat folgender Formel  $mdf = (pdf(e) - pdf(s)) / pl$ , die Pulsrate als Anzahl der Einzelpulse pro Länge des Rufes (cl) und die Pulslänge (pl).

Die dominante Frequenz wurde als die Frequenz definiert, die über 50% der Energie eines Anzeigerufes enthält und wurde in Kilohertz gemessen. Die Pulsraten wurden als die Anzahl der Pulse pro Sekunde definiert. Die Ruflängen wurden in Sekunden gemessen. Grundsätzlich zählt zu den statischen Merkmalen noch die fundamentale Frequenz der Lockrufe (Gerhardt 1991). Aufgrund der schwierigen Identifizierbarkeit dieser Frequenz, die stark davon abhängt, wie die Aufnahmen erstellt worden sind, habe ich Abstand davon genommen, sie mit aufzunehmen. Ebenfalls habe ich die jeweiligen Amplituden der einzelnen Rufe nicht mit einbezogen. Diese Werte sind ebenfalls stark davon abhängig, wie die Aufnahmen durchgeführt wurden. Die Höhen der Amplituden sind von Parametern, wie dem Abstand des Aufnahmegerätes zum rufenden Individuum, der Temperatur und der Luftfeuchtigkeit, abhängig. Diese Werte sind in den seltensten Fällen in den Beschreibungen enthalten und machten vergleichbare Messungen unmöglich. Zusätzlich habe ich noch folgende akustische Elemente gemessen: die Pulslänge (pl), gemessen in Millisekunden und die Frequenzmodulation der Pulse (mdf), gemessen in Hertz pro Millisekunde (Abb. 3). Die Frequenzmodulation der Pulse ergab sich aus der Differenz der dominanten Frequenz zu Beginn des Pulses und der dominanten Frequenz zum Ende des Pulses, geteilt durch die Länge des Pulses. Den Arten *Ascaphus truei* und *Leiopelma hamiltoni* habe ich für alle Messungen der Wert 0, aufgrund keiner vorhandenen akustischen Signale zugeteilt. Zusätzlich zu

den gemessenen akustischen Elementen weisen die Anzeigerufe auch eine mehr oder weniger artspezifische Struktur der Anzeigerufe auf. Die Zusammensetzung von Anzeigerufen kann einfach sein (z. B. ein einzelnes akustisches Signal) oder sehr komplex werden (z. B. mehrere kombinierte unterschiedliche akustische Signale) (Littlejohn 2001) (Abb. 2). Um die Struktur der Anzeigerufe zu beschreiben habe ich Kategorien von Strukturelementen definiert (Tab. 1).

Tabelle 1: Kategorien der strukturellen akustischen Elemente, die in den Anzeigerufen der Frösche auftraten.

Strukturelle akustische Elemente	Kategorie	Beschreibung
Puls	einzelner Puls/ längeres Signal	Der Anzeigeruf besteht aus einem ununterbrochenen akustischen Signal
	mehrere Pulse	Der Anzeigeruf besteht aus einer Reihe mehr oder weniger ähnlichen Signale
Note	einzelne Note	Die ähnlichen Signale sind in einem einzelnen Block zusammengefasst
	mehrere Noten	Die ähnlichen Signale sind in mehreren ähnlichen Blöcken zusammengefasst
	nicht vorhanden	Pulse und/oder Noten zeigen keine Unterschiede
Unterschiedliche Signale	vorhanden	Mindestens eine Note oder einzelnes Signal zeigt erkennbaren Unterschied zu den anderen enthaltenden Rufstrukturen
	nicht vorhanden	Die dominante Frequenz wird über den gesamten Anzeigeruf hin nicht verändert
Frequenzmodulation im Lockruf	vorhanden	Es existiert eine Veränderung der dominanten Frequenz über den gesamten Anzeigeruf

Die definierten Strukturen beruhen auf der Definition des Rufes, der Note und des Pulses nach dem ruforientierten Ansatz nach Köhler et al. (2017). Der Anzeigeruf spiegelt die funktionale Einheit zur Partnererkennung wieder. Er stellt die Haupteinheit der Vokalisation der Frösche dar. Einzelne Rufe sind durch längere Intervalle der Stille voneinander getrennt. Im Gegensatz dazu sind Rufserien durch das regelmäßige Wiederholen identischer Rufe gekennzeichnet. Ein Ruf kann dabei Untereinheiten enthalten, die in Länge und Struktur unterschiedlich sein können, sogenannte Noten oder Pulse. Eine Note ist eine kleinere Untereinheit, in die Rufe oft unterteilt werden können. Sie werden durch Intervalle ohne Geräusch getrennt (100% Amplitudenmodulation), wobei die Länge jener Intervalle kürzer ist als die Länge der Note.

Die kleinste Einheit innerhalb der Vokalisation der Frösche ist der Puls. Ein Puls ist ein kurzes, meist mit einer Dauer unter 50ms kontinuierliches Signal. Signale mit einer Länge über 50ms werden als Ton bezeichnet, stellen aber immer noch ein einzelnes Signal dar. Pulse sind begrenzt durch niedrige Amplituden bis hin zur völligen Stille.

Die definierten Kategorien basieren darauf, ob der Anzeigeruf aus einem oder mehreren Pulsen bestand, ob es sich um eine einzelne oder mehrere Noten handelte, ob eine Modulation der



dominanten Frequenz im gesamten Ruf vorlag und ob innerhalb eines Anrufs unterschiedliche Signale vorhanden waren (Abb 4).

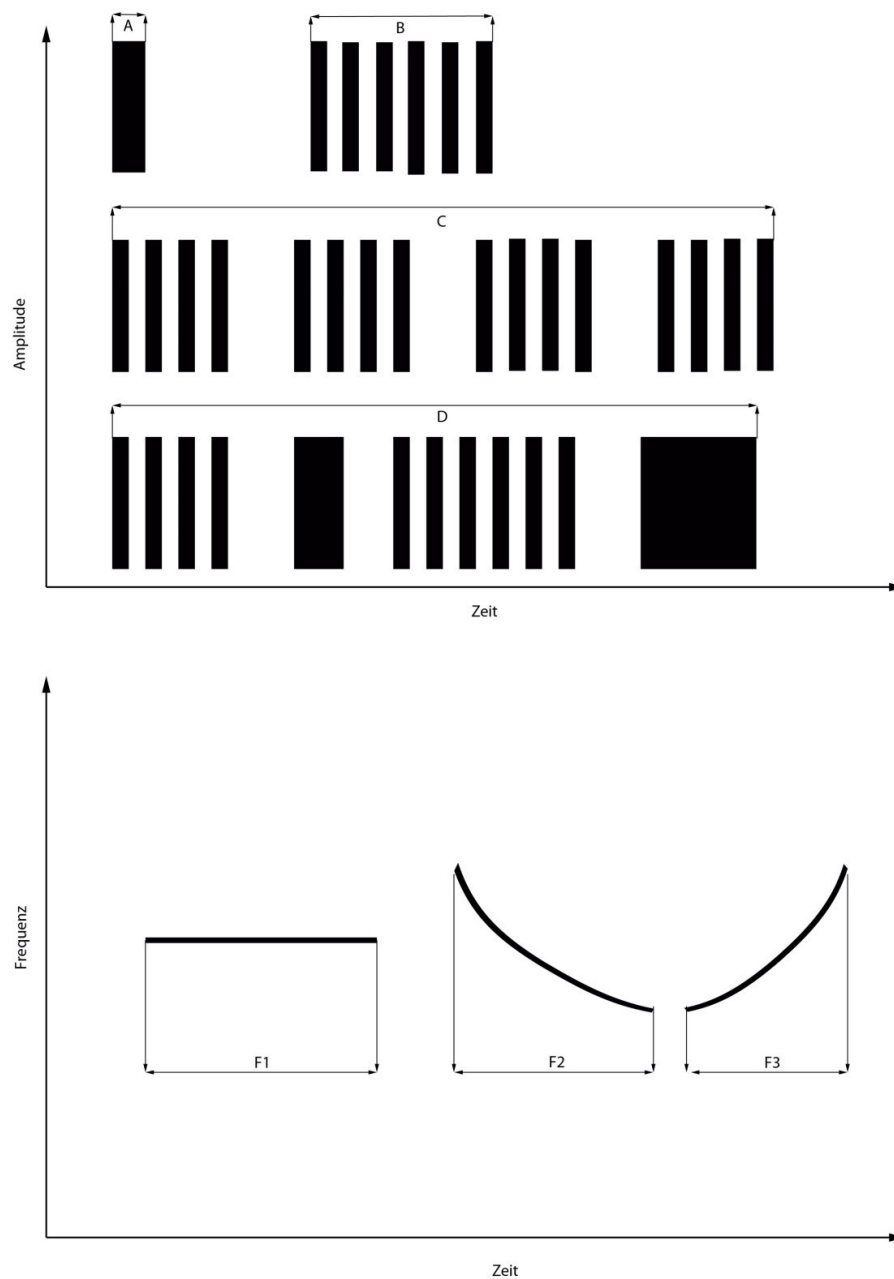


Abbildung 4: Schematische Darstellung der vorkommenden strukturellen Elemente in Anzeigerufen, modifiziert nach Littlejohn (2001). Die eingezeichneten Abstände zeigen immer den gesamten Anzeigeruf an. Die obere Bildhälfte zeigt Anzeigerufe bestehend aus einem einzelnen Puls bzw. Signal (A), mehreren Pulsen (B), zusammengefassten Pulsen in mehreren gleichen Blöcken (C) oder aus mehreren unterschiedlichen Signalen bzw. Blöcken (D). Die untere Bildhälfte zeigt Rufe ohne eine Modulation der Frequenz (F1) über den gesamten Ruf oder Rufe mit einer nach unten modulierten Frequenz (F2) bzw. nach oben modulierten Frequenz (F3).

### 1.2.3 Statistische Auswertung

Die gemessenen akustischen Merkmale (Abb. 3) und die aus den Oszillogrammen und Spektrogrammen abgeleiteten kategorialen Strukturelemente (Abb. 4) habe ich genutzt, um eine Distanzmatrix der Arten zu berechnen. Dafür wurden die gemessenen akustischen Daten und strukturellen Elemente von mir in einem Datensatz zusammengefasst und alle Arten ohne Messwert (NA) aus diesem Datensatz entfernt. Für die Berechnung der Distanzmatrix erhielt ich somit am Ende 1387 Arten. Die zur Erstellung jener Matrix verwendete Metrik basiert auf Gower (1971), da hier kontinuierliche und kategoriale Daten gemischt wurden. Die beiden Froschspezies (*Ascaphus truei* und *Leiopelma hamiltoni*), die keine akustische Kommunikation betreiben (Lee & Waldman 2002, Stephenson & Verrell 2003) wurden zuvor von dieser Berechnung ausgeschlossen. Mithilfe der berechneten Distanzmatrix habe ich eine Hauptkoordinatenanalyse (PCoA) durchgeführt, um die Dimensionen zu reduzieren und mögliche unterschiedliche Gruppen an Anzeigerufen innerhalb des Artenpools zu visualisieren und zu klassifizieren. Die zuvor entfernten Arten wurden von Hand mit einer eigenen Gruppe versehen, um sie von den berechneten zu unterscheiden. Identifizierte Gruppen wurden dann anhand ihrer Spektrogramme und Oszillogramme als Endzustände den untersuchten Arten zugeordnet, wodurch insgesamt 1387 Arten in bestimmte Gruppen von Anzeigerufen eingeordnet werden konnten. Die statistischen Berechnungen wurden mittels der R-Pakete „cluster“ und „stats“ durchgeführt.

### 1.3. Ergebnisse

Die Sammlung artspezifischer Anzeigerufe von Froschlurchen umfasst insgesamt 1542 Arten aus 249 Gattungen und 46 Familien (Appendix B). Diese Arten verteilen sich auf eine Vielzahl von Habitaten, von ariden bis dauerfeuchten, über tropische bis hin zu gemäßigten Klimazonen. Die geographische Abdeckung erstreckte sich dabei über Afrika, Nord-, Mittel- und Südamerika, Europa, Südost-Asien, Australien, Neuguinea und Indien. Eine Ausnahme war Zentralasien, für das ich keine brauchbaren Aufnahmen ermitteln konnte. Die Lebensweisen erstreckten sich dabei über aquatische, terrestrische und baumbewohnende Arten, sowie Arten mit unterschiedlichen Brutstrategien (explosiv, verlängert, ganzjährig) und Brutverhalten (unabhängig vom Wasser, stehende Gewässer oder fließende Gewässer bevorzugend).

Die Ausmessung der Anzeigerufe ergab eine große Bandbreite von akustischen Merkmalen innerhalb der Froschlurche. Die Spannweite reichte von Arten welche keine Anzeigerufe einsetzen (*Ascaphus truei*, *Leioplema hamiltoni*) zu Arten, die hohe dominante Frequenzen (z.B. 9.2 kHz, *Dendropsophus minusculus*), hohe Pulsrate (z.B. 625 Pulse/s, *Litoria rubella*), lange Rufdauern (z.B. 63.033 s, *Incilius coniferus*), häufige Frequenzmodulationen der Pulse (z.B. 75.2 Hz/ms, *Boophis jaegeri*) oder hohe Pulslängen (z.B. 2136.0 ms, *Breviceps macrops*) erreichten (siehe Appendix 1). Die metrische Skalierung (PCoA) ( $n_{\text{species}} = 1387$ ) ergab acht distinkte unterschiedliche Gruppen von Anzeigerufen (Abb. 5). Diese Gruppen unterschieden sich hinsichtlich ihrer Komplexität der Struktur (Dimension 1) und hinsichtlich ihrer spektralen Eigenschaften (Dimension 2).

## Hauptkoordinatenanalyse der akustischen Parameter

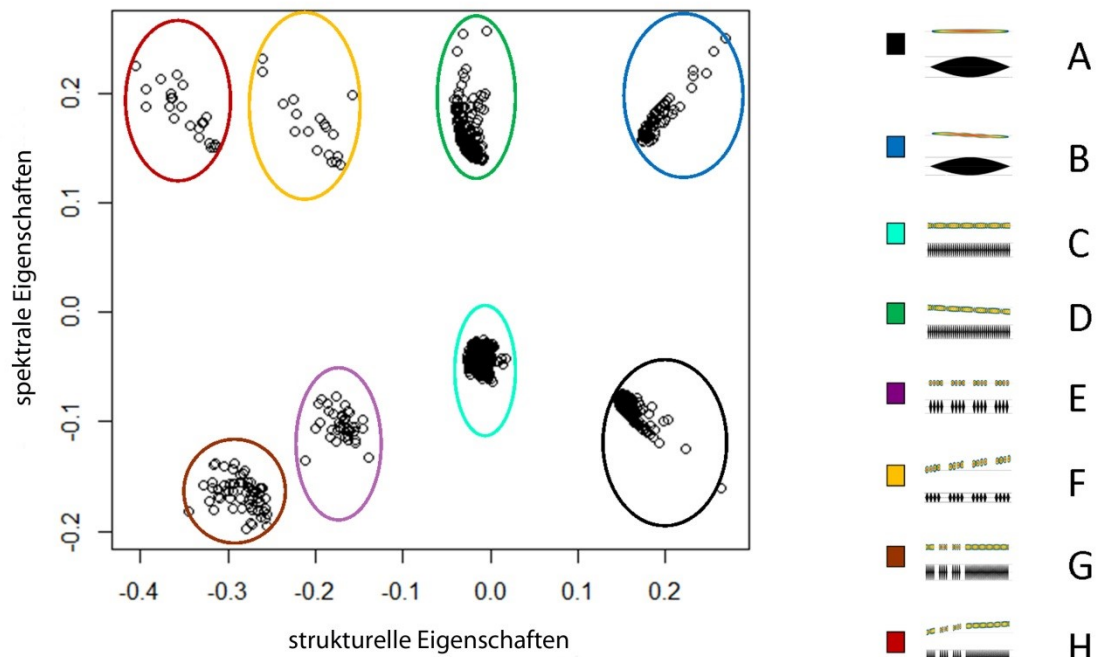


Abbildung 5: Hauptkoordinatenanalyse (PCoA) der ermittelten akustischen Eigenschaften der Anzeigerufe (dominante Frequenz, Ruflänge, Pulslänge, Pulsrate, Modulation der dominanten Frequenz innerhalb der einzelnen Pulse) und den kategorischen akustischen Strukturelementen, basierend auf der Metrik nach Gower ( $n_{\text{species}} = 1387$ ) ohne die Arten *Ascaphus truei* und *Leiopelma hamiltoni*. Die X-Achse repräsentiert die erste Dimension und beschreibt die strukturellen Unterschiede zwischen den Gruppen. Die zweite Dimension (Y-Achse) beschreibt die spektralen Unterschiede zwischen den Gruppen.

Die acht Gruppen wiesen dabei folgende Charakteristika auf:

**Rufgruppe A** "nicht frequenzmodulierter, ungepulster, einfacher Ruf" (Abb. 6): Die Rufe jener Gruppe bestehen aus einem einzelnen ununterbrochenen akustischen Signal unterschiedlicher Länge und keiner signifikanten Änderung der dominanten Frequenz. Beispiele sind *Alytes cisternasii* (Alytidae), *Bombina bombina* (Bombinatoridae), *Eleutherodactylus tonyi* (Eleutherodactylidae), *Heleophryne depressa* (Heleophrynidae), *Rana arvalis* (Ranidae).

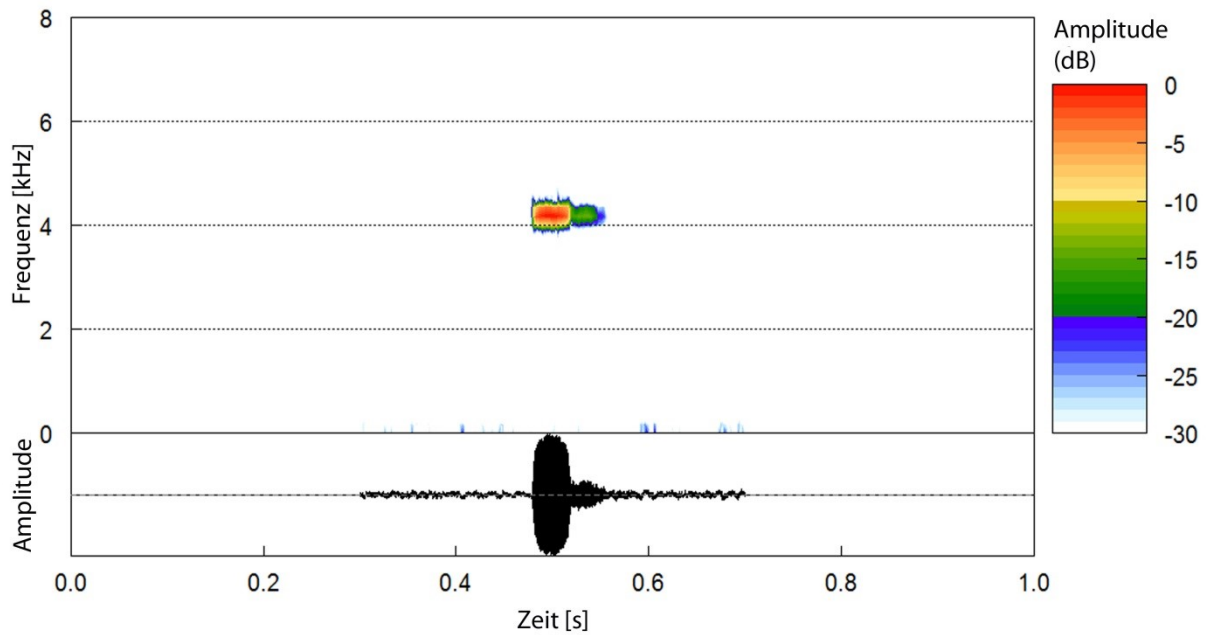


Abbildung 6: Oszillogramm (untere Bildhälfte) und Spektrogramm (obere Bildhälfte) von *Anodonthyla boulengerii* (Microhylidae) aus Vences et al. (2006), als Beispiel für die Rufe der Gruppe A. Darstellung des Spektrogrammes mittels Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256, einer Fensterüberlappung von 80% und einer Abtastrate von 44.100 Hz.

**Rufgruppe B** “frequenzmodulierter, ungepulster, einfacher Ruf” (Abb. 7): Die Rufe jener Gruppe bestehen aus einem einzelnen ununterbrochenen akustischen Signal, unterschiedlicher Länge und einer signifikanten Änderung der dominanten Frequenz. Beispiele sind *Rhaebo haematiticus* (Bufonidae), *Pristimantis bambu* (Craugastoridae), *Ameerega pepperi* (Dendrobatidae), *Kassina senegalensis* (Hyperoliidae), *Leptodactylus fuscus* (Leptodactylidae), *Limnodynastes peronii* (Limnodynastidae), *Austrochaperina fryi* (Microhylidae), *Strongylopus grayii* (Pyxicephalidae), *Chiromantis vittiger* (Rhacophoridae).

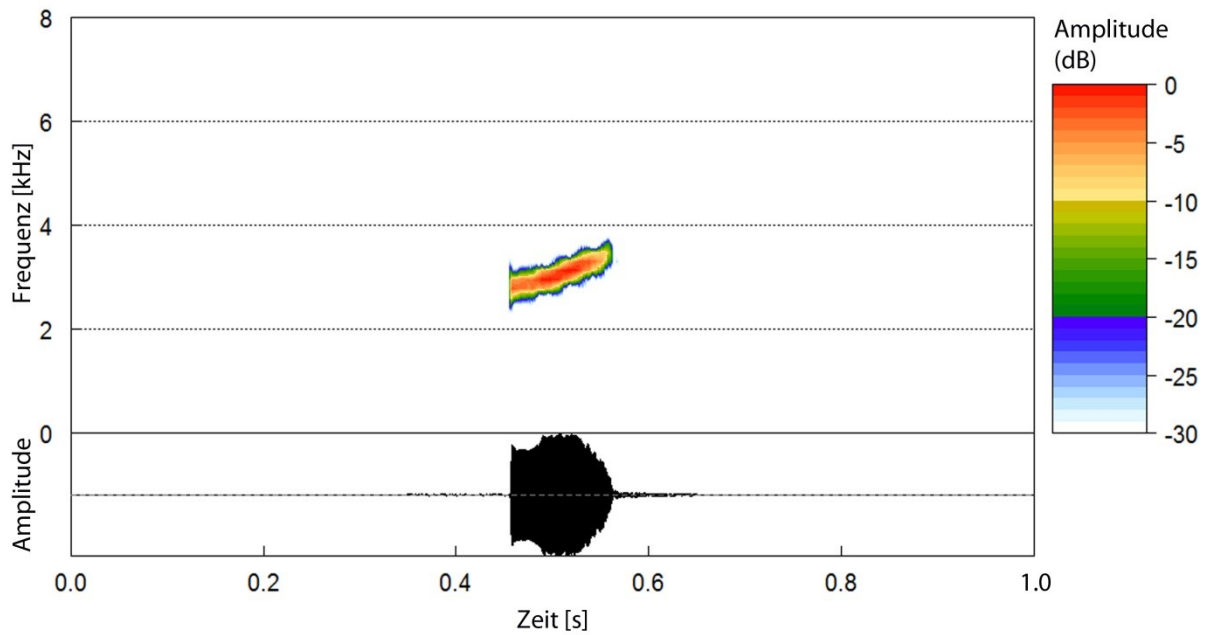


Abbildung 7: Oszillogramm (untere Bildhälfte) und Spektrogramm (obere Bildhälfte) des Anzeigerufes von *Diasporus diastema* (Eleutherodactylidae) aus Ibáñez et al. (1999), als Beispiel für die Rufe der Gruppe B. Darstellung des Spektrogrammes mittels Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256, einer Fensterüberlappung von 80% und einer Abtastrate von 44.100 Hz.

**Rufgruppe C** “nicht frequenzmodulierter gepulster Ruf” (Abb. 8): Der Ruf dieser Gruppe besteht aus mehreren ähnlichen, aber unterscheidbaren Signalen (Pulse). Diese Pulse sind in einer einzelnen Gruppe zusammengefasst. Die dominante Frequenz wird während des gesamten Ruf nicht verändert. Beispiele sind *Dendropsophus tritaeniatus* (Hylidae), *Eleutherodactylus toa* (Eleutherodactylidae), *Hemisis marmoratus* (Hemisotidae), *Cophixalus concinnus* (Microhylidae).

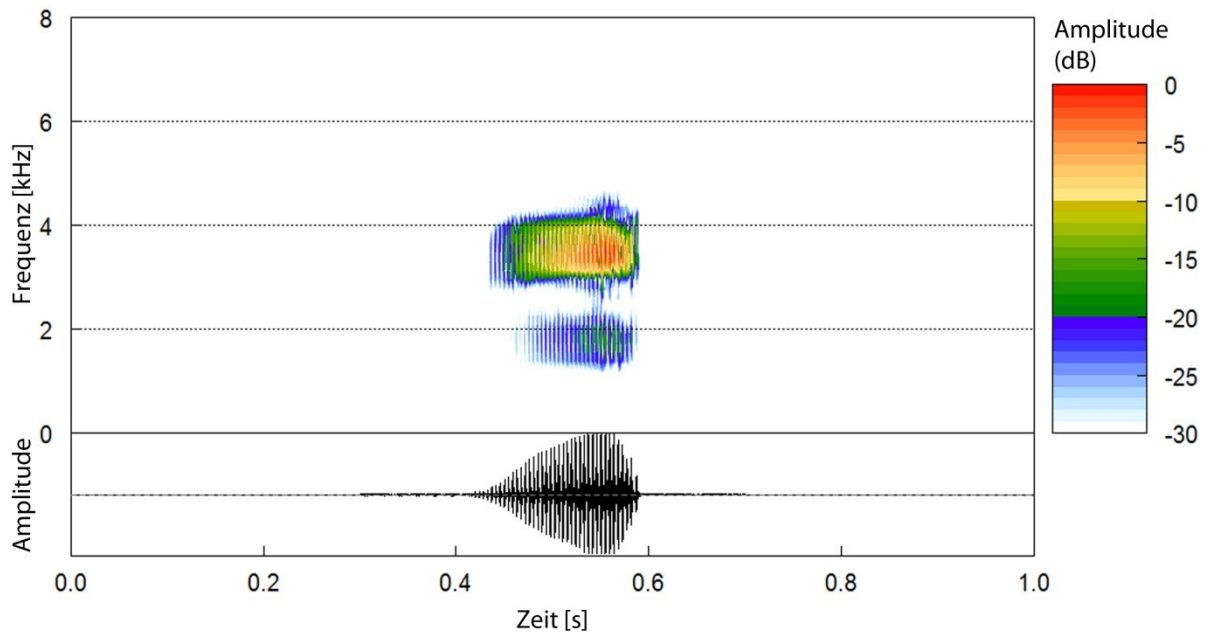


Abbildung 8: Oszillogramm (untere Bildhälfte) und Spektrogramm (obere Bildhälfte) des Anzeigerufes von *Litoria inermis* (Pelodyadidae) aus Stewart (1998), als Beispiel für die Rufe der Gruppe C. Darstellung des Spektrogrammes mittels Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256, einer Fensterüberlappung von 80% und einer Abtastrate von 44.100 Hz.

**Rufgruppe D** "frequenzmodulierter gepulster Ruf" (Abb. 9): Der Ruf dieser Gruppe besteht aus mehreren ähnlichen, aber unterscheidbaren Signalen (Pulse). Diese Pulse sind in einer einzelnen Gruppe zusammengefasst. Die dominante Frequenz wird während des gesamten Ruf verändert. Beispiele sind *Pristimantis w-nigrum* (Craugastoridae), *Acris gryllus*, (Hylidae), *Diasporus vocator* (Eleutherodactylidae), *Mantidactylus tricinctus* (Mantellidae), *Agalychnis callidryas* (Phyllomedusidae) *Ptychadena taenioscelis* (Ptychadenidae), *Rana muscosa* (Ranidae), *Kurixalus appendiculatus* (Rhacophoridae).

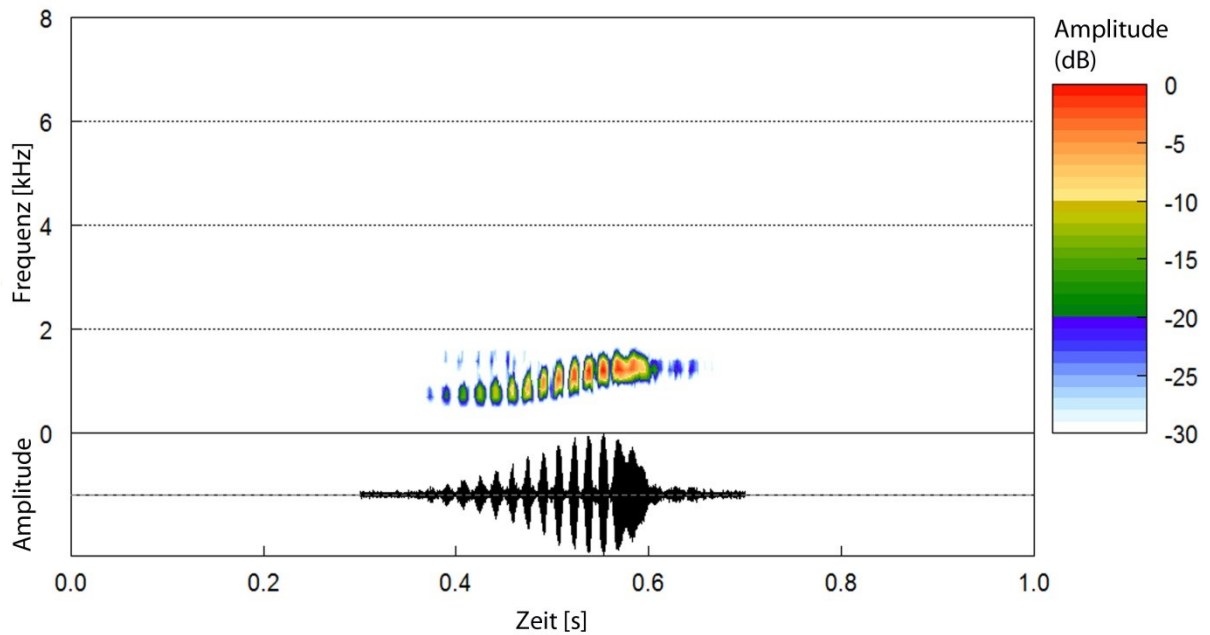


Abbildung 9: Oszillogramm (untere Bildhälfte) und Spektrogramm (obere Bildhälfte) des Anzeigerufes von *Leptodactylus mystaceus* (Leptodactylidae) aus De la Riva et al. (2002), als Beispiel für die Rufe der Gruppe D. Darstellung des Spektrogrammes mittels Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256, einer Fensterüberlappung von 80% und einer Abtastrate von 44.100 Hz.

**Rufgruppe E** “nicht frequenzmodulierter Ruf mit einheitlichen Noten” (Abb. 10): Die Rufe der Gruppe bestehen aus mehreren sehr ähnlich strukturierten Noten. Während des gesamten Rufes wird die dominante Frequenz nicht verändert. Beispiele sind bei *Boana leptolineata* (Hylidae), *Blommersia grandisonae* (Mantellidae), *Leptobrachium leucops* (Megophryidae), *Oreophryne clamata* (Microhylidae), *Mixophyes fleayi* (Myobatrachidae), *Lithobates virgatipes* (Ranidae).



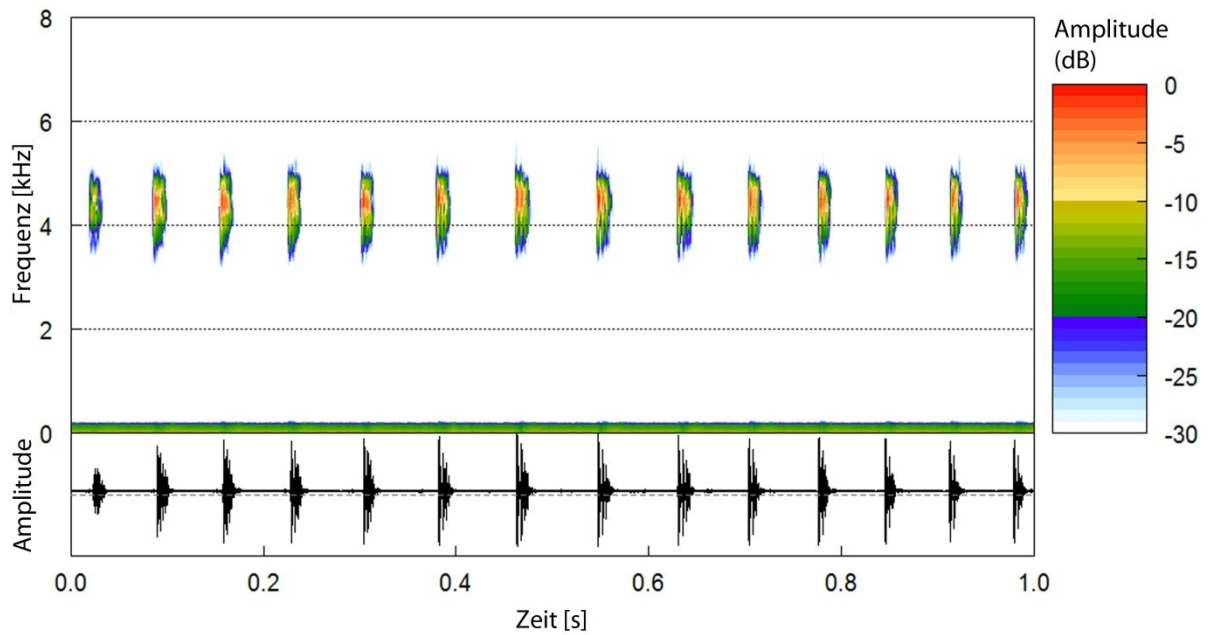


Abbildung 10: Oszillogramm (untere Bildhälfte) und Spektrogramm (obere Bildhälfte) des Anzeigerufes von *Afrixalus vittiger* (Hyperoliidae) aus M.-O. Rödel's Rufsammlung (Comoé Nationalpark, Elfenbeinküste), als Beispiel für die Rufe der Gruppe E. Darstellung des Spektrogrammes mittels Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256, einer Fensterüberlappung von 80% und einer Abtastrate von 44.100 Hz.

**Rufgruppe F** "frequenzmodulierter Ruf mit einheitlichen Noten" (Abb. 11): Die Rufe der Gruppe bestehen aus mehreren sehr ähnlich strukturierten Noten. Während des gesamten Rufes kommt es zu einer Veränderung der dominanten Frequenz. Beispiele sind *Boana almendarizae*, *Osteocephalus yasuni*, *Scinax nebulosus* (Hylidae), *Pseudopaludicola boliviana* (Leptodactylidae), *Ptychadena schillukorum* (Ptychadenidae).

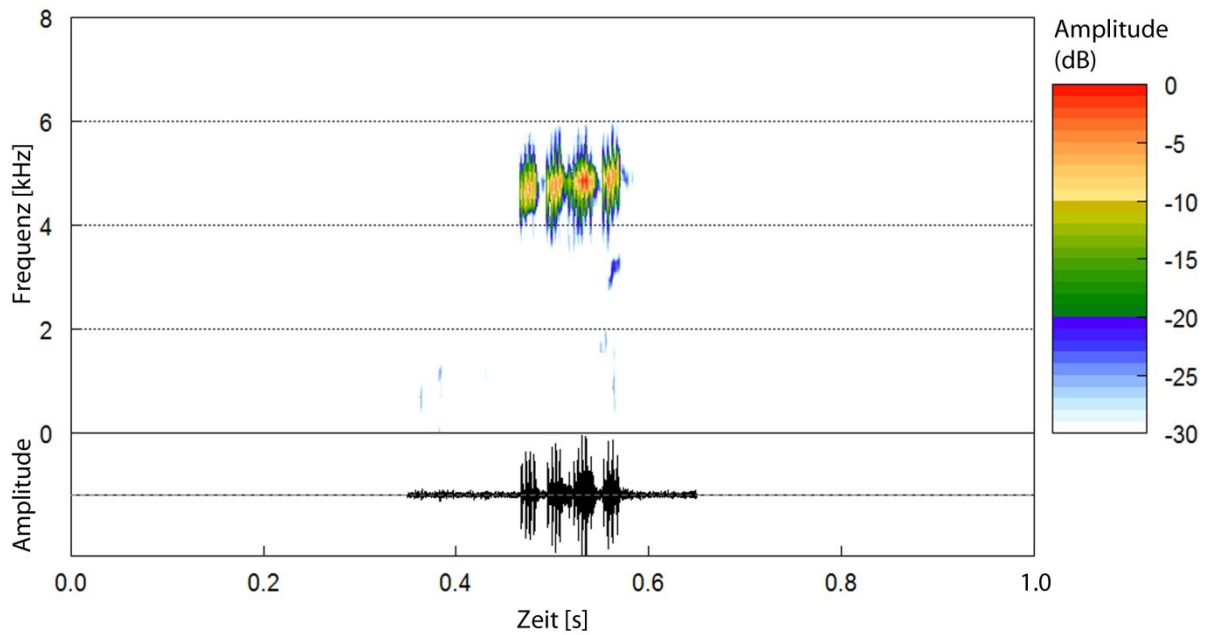


Abbildung 11: Oszillogramm (untere Bildhälfte) und Spektrogramm (obere Bildhälfte) des Anzeigerufes von *Pseudopaludicola boliviana* (Leptodactylidae) aus De la Riva et al. (2002), als Beispiel für die Rufe der Gruppe F. Darstellung des Spektrogrammes mittels Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256, einer Fensterüberlappung von 80% und einer Abtastrate von 44.100 Hz.

**Rufgruppe G** “ nicht frequenzmodulierter Komplexruf” (Abb. 12): Der Ruf besteht hier aus mehreren Noten. Die einzelnen Signale sind in mehreren, mindestens zwei, strukturell unterschiedlichen Noten arrangiert. Während des gesamten Rufes kommt es aber zu keiner Veränderung der dominanten Frequenz. Beispiele sind *Melanophryniscus atroluteus* (Bufonidae), *Hyperolius benguellensis* (Hyperoliidae), *Boophis bottae* (Mantellidae), *Litoria fallax* (Pelodryadidae).

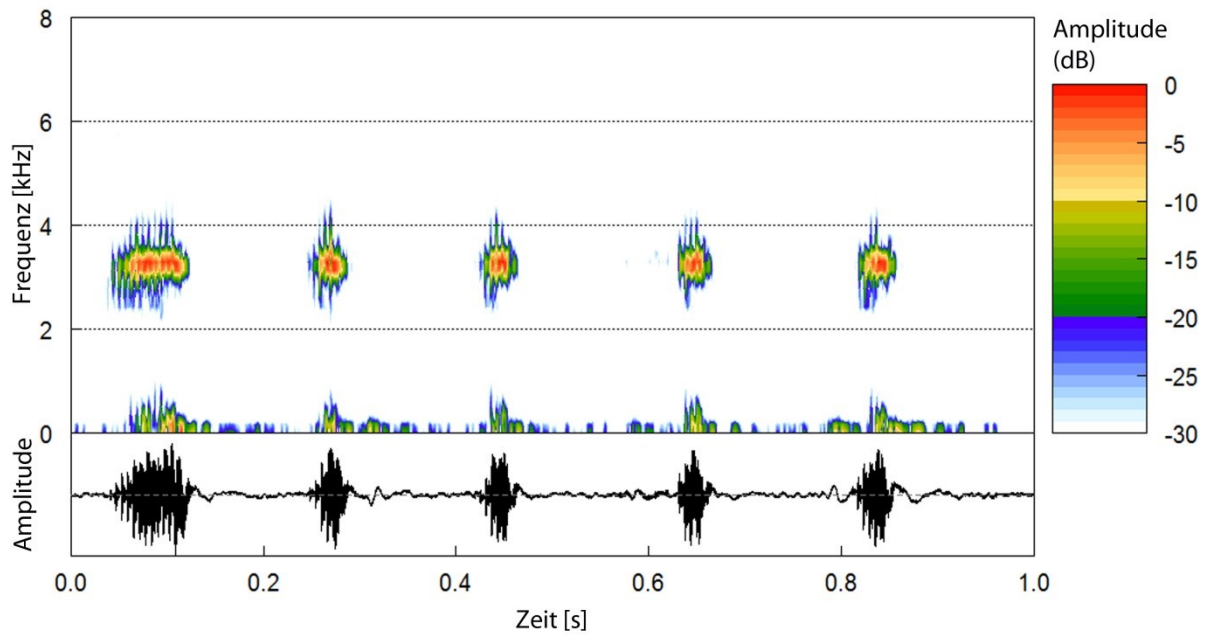


Abbildung 12: Oszillogramm (untere Bildhälfte) und Spektrogramm (obere Bildhälfte) des Anzeigerufes von *Dendropsophus phlebodes* (Hylidae) aus Ibáñez et al. (1999), als Beispiel für die Rufe der Gruppe G. Darstellung des Spektrogrammes mittels Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256, einer Fensterüberlappung von 80% und einer Abtastrate von 44.100 Hz.

**Rufgruppe H** "frequenzmodulierter Komplexruf" (Abb. 13): Der Ruf besteht hier aus mehreren Noten. Die einzelnen Signale sind in mehreren, mindestens zwei, strukturell unterschiedlichen Noten arrangiert. Während des gesamten Rufes kommt es aber zu einer Veränderung der dominanten Frequenz. Beispiele sind *Smilisca sila* (Hylidae), *Cochranella granulosa* (Centrolenidae).

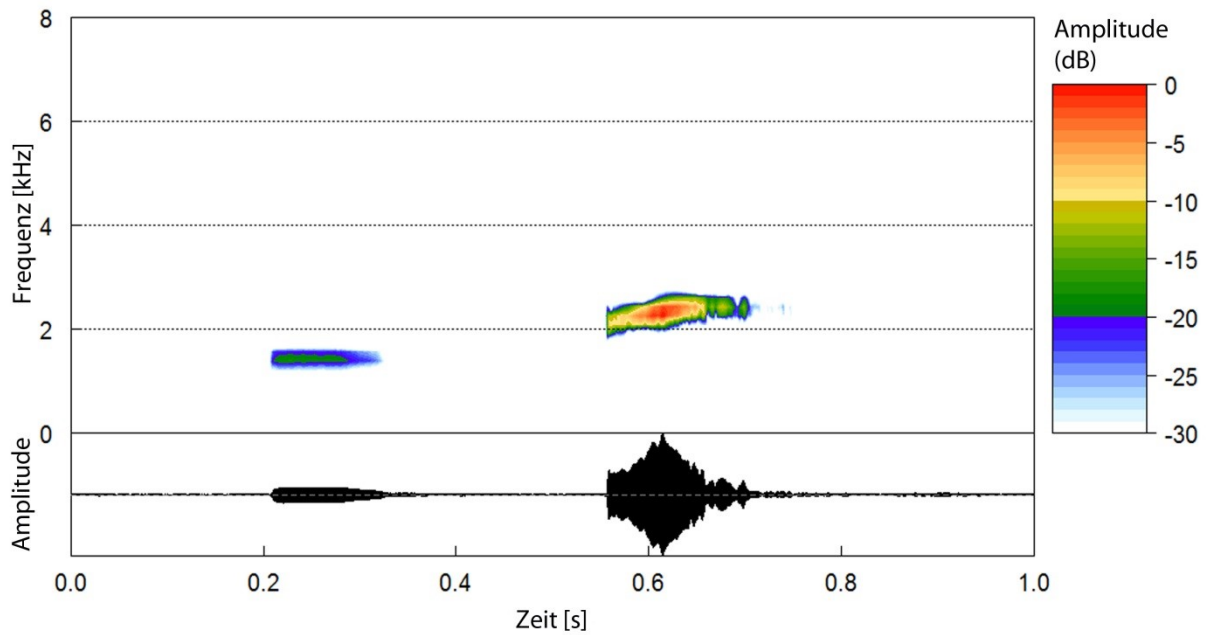


Abbildung 13: Oszillogramm (untere Bildhälfte) und Spektrogramm (obere Bildhälfte) des Anzeigerufes von *Eleutherodactylus coqui* (Eleutherodactylidae) aus Elliott et al. (2009), als Beispiel für die Rufe der Gruppe H. Darstellung des Spektrogrammes mittels Hanning-Fenster, einer FFT-Länge von 256, einer Fensterüberlappung von 80% und einer Abtastrate von 44.100 Hz.

Die untersuchten Arten verteilten sich unterschiedlich über die identifizierten, distinkten Anzeigerufgruppen ( $n_{\text{Arten}} = 1387$ ). Am häufigsten waren die Gruppen C und D, zusammen 55%, vertreten. Relativ einfache Rufe wie die der Gruppe A und B traten in ca. 26% der Beobachtungen auf. Komplexere Rufe wie die der Gruppen E-H traten mit zusammengekommen ca. 19 % selten auf (Tab.2)

Tabelle.2: Verteilung der verschiedenen identifizierten Gruppen an Lockrufen innerhalb von 1387 Froscharten. Die zusätzlich vergebene Gruppe Z enthält die Arten *Ascaphus truei* und *Leiopelma hamiltoni*, welche keine akustische Kommunikation betreiben.

Gruppen der Anzeigerufe	Totale Häufigkeit	Relative Häufigkeit
Gruppe A	135	9.7%
Gruppe B	220	15.9%
Gruppe C	511	36.8%
Gruppe D	255	18.4%
Gruppe E	92	6.6%
Gruppe F	21	1.5%
Gruppe G	109	7.9%
Gruppe H	42	3.0%
Gruppe Z	2	0.1%
total	1387	100%

## 1.4. Diskussion

Seit Mitte des letzten Jahrhunderts verwenden Taxonomen die Einzigartigkeit der Struktur- und Frequenzeigenschaften der Anzeigerufe, um Froscharten zu identifizieren und zu unterscheiden (z.B. Blair 1955, 1958; Littlejohn 1959; Schiøtz 1967, 1973). Diese Einzigartigkeiten werden genutzt, um nahe verwandte Arten, welche morphologisch schwer zu unterscheiden sind, zu identifizieren (z.B. *Pelophylax*-Komplex) (Sinsch & Frenkler 2010), ohne dabei auf genetische Methoden zurückzugreifen. Über die Faktoren, die zu den Unterschieden bei den Anzeigerufen geführt haben, ist wenig bekannt. Bis zu einem gewissen Grad werden die Anzeigerufe morphologisch geformt, beispielsweise durch strukturelle Eigenschaften des Kehlkopfs oder der Stimmbänder (Bradbury & Vehrencamp 2011), wie dies für die spektralen Eigenschaften von Anzeigerufen offensichtlich ist, die stark von der Körpergröße beeinflusst werden (Gerhardt & Huber 2002). Obwohl die gesamte Rufstruktur durch Physiologie, z.B. den Hormonzustand eines Frosches (Chu & Wilczynski 2001; Wilczynski et al. 2005) oder die Temperatur (z. B. Gerhardt 1978), verändert werden kann, sind die wichtigsten bioakustischen Eigenschaften von Fröschen vollständig vererbbar und nur in Ausnahmefällen durch Lernen geprägt (Dawson & Ryan 2009). Aus evolutionärer Sicht werden Anzeigerufe daher durch sexuelle Selektion (Duellman & Trueb 1994; Gerhardt & Huber 2002), aber auch durch eine nur rudimentär erforschte Form der natürlichen Selektion aufgrund abiotischer und biotischer Umwelteinflüsse fixiert (Köhler et al. 2017). Die akustische Kommunikation wird ebenfalls durch die Umwelt beeinträchtigt, zum Beispiel durch unterschiedliche Bedingungen bei der Informationsübertragung (Gerhardt & Huber 2002; Bradbury & Vehrencamp 2011). Die Übertragbarkeit von Anzeigerufen bzw. akustischen Signalen ist in Luft bzw. Wasser oder in offenen Lebensräumen im Vergleich zu dichten Sträuchern oder Wäldern an unterschiedliche Bedingungen geknüpft (z.B. Dichte des Überträgermediums oder Vegetationsdichte) (Hödl 1977; Couldridge & van Staaden 2004). Es stellte sich die Frage, ob sich solche Unterschiede auch in vorhandenen Strukturen und Frequenzeigenschaften der Anzeigerufe finden lassen. Unterschiede die es ermöglichen, Anzeigerufe in bestimmte Gruppen einzuordnen, die keinen Bezug zu den verwandtschaftlichen Beziehungen der Arten haben.

Die hier gefunden Anzeigerufgruppen verdeutlichen, dass zumindest in den existierenden Rufstrukturen eine solche Gruppierung möglich ist. Die untersuchten 1542 Arten stellen, obwohl sie einen Großteil der bekannten Familien und Habitate abdecken, nur einen kleinen Teil (ca. 20%) der bekannten 7093 Froscharten (Amphibiaweb.org 2019) dar, wobei davon ausgegangen werden darf, dass der größte Teil der bekannten Froscharten Anzeigerufe des Typus C und D verwendet (Tab. 2). Diese beiden Gruppen repräsentieren eine Zwischenform zwischen Einfachheit und Komplexität. Einfache Rufe des Typus A und B neigen zu einer geringeren Ortbarkeit, d. h. die Position des Rufenden ist schwerer feststellbar (Tembrock 1982). Dies ist von Vorteil, wenn der Rufende keine Aufmerksamkeit von Prädatoren auf sich ziehen will, ist aber von Nachteil für den Empfänger, da er

die Position des Artgenossen schwerer lokalisieren kann (Gerhardt & Huber 2002). Der umgekehrte Fall würde für die komplexeren Gilden von Anzeigerufen gelten. Ihre Komplexität ermöglicht es Prädatoren, rufende Individuen zu lokalisieren (Tuttle & Ryan 1982, 1984). Ein weiterer Aspekt der in dieser Verteilung eine Rolle spielen könnte, sind die energetischen Kosten des Rufens. Das Rufen ist aufgrund der wiederholten schnellen Kontraktionen der Muskeln zur Ruferzeugung für Frösche ein energetisch kostspieliges Verhalten (Wells 2001). Auch hier stellen die Gilden C und D einen Kompromiss dar. Einfache Rufe wie die Gilden A und B sind energetisch weniger aufwendig als die komplexen Rufe der Gilden E-H (Schwartz et al. 1995; Docherty et al. 2000; Brepson et al. 2013). Die Ähnlichkeit der entwickelten Rufstrukturen in den unterschiedlichsten Arten legt aber nahe, dass es einen bzw. mehrere Einflüsse gibt, die zu solch ähnlichen Strukturen geführt haben. Wie jene Einflüsse aussehen, ist im Moment noch schwer zu interpretieren, da wahrscheinlich keine einzelnen Aspekte für die Entwicklung der entsprechenden Rufstrukturen verantwortlich sind. Im Gegensatz zu den bekannten einzelnen Zusammenhängen zwischen einzelnen akustischen Eigenschaften und abiotischen und biotischen Faktoren (z.B. die Abhängigkeit der erzeugten Frequenz von Temperatur, relative Luftfeuchte, Hintergrundrauschen durch Gewässer oder die Körpergröße der Männchen) (Martin 1972; Nevo & Schneider 1976; Wiley & Richards 1978; Caprancia & Moffat 1983; Ryan 1986, 1988; Castellano & Giacoma 1998; Feng et al. 2006).

Für die Entstehungen der Rufstrukturen sind wahrscheinlich Kombinationen und ein gleichzeitiges Zusammenspiel verschiedener Faktoren ausschlaggebend, die zu unterschiedlichen Lebensräumen mit verschiedenen Bedingungen geführt haben. Bedingungen, die zu unterschiedlichen Strukturen aber auch zu ähnlichen Strukturen geführt haben könnten. Die entdeckten Gruppierungen an Rufstrukturen bilden aber eine Möglichkeit, solche Szenarien zu identifizieren und zu verstehen, da sie die Rufe nicht auf einzelne Komponenten reduzieren, sondern als Einheit betrachten. Eine solche Zusammenstellung erlaubt es, Arten in Gruppen zusammenzufassen, ohne ihre Verwandtschaft zu berücksichtigen. Eine solche Einordnung wäre ähnlich der Definition für die Eier der Frösche, der Kaulquappenmorphotypen und -stadien (Gosner 1960; Altig & Johnston 1989; Altig & McDiarmid 2007; Schulze et al. 2015), den Reproduktionsstrategien der Frösche (Duellman & Trueb 1986; Haddad & Prado 2005), und den Ruftypen der Frösche (Toledo et al. 2015). Eine Einteilung in sogenannte Gilden (Root 1967) stellt nicht die Arten in den Mittelpunkt, sondern den Umgang mit den vorhandenen Ressourcen (Walker 1992). Ein probates Mittel, um komplexe Zusammenhänge zwischen der Biologie, der Evolution und Populationsökologie zu verstehen und zu beschreiben (Wiens 1989; Williams & Hero 1998). Die hier identifizierten Gilden beruhen jedoch nur auf einem syntaktischen Ansatz, also der spektralen und strukturellen Zusammensetzung des Anzeigerufes. Eine semantische Einteilung (Informationsinhalt bzw. Bedeutung des Rufes) wäre dabei nicht von Vorteil, da diese davon ausgeht, dass Anzeigerufe immer ähnliche Informationen beinhalten (Toledo et al. 2015). In der Regel enthalten Anzeigerufe

Informationen darüber, wer ruft, wo der Rufende sich befindet und wie dessen körperlicher Zustand ist (Gerhardt & Huber 2002; Bradbury & Vehrencamp 2011). Diese Informationen stellen Basisinformationen dar, die durch weitere Informationen (z.B. Territorialsignale) erweitert werden können (Tembrock 1982). Die Informationen sind dabei in der Frequenz und der Struktur der Anzeigerufe codiert und können sich durch Entfernen oder Hinzufügen von Frequenzen oder Strukturen verändern (Wells & Taigen 1986; Haddad & Cardoso 1992; Morais et al. 2012). Die Frequenz- und Strukturunterschiede zwischen den Arten zeigen den unterschiedlichen Informationsgehalt der Anzeigerufe von Art zu Art (Gerhardt & Huber 2002). Solche akustischen Gilden können wahrscheinlich an bestimmte Verhaltensweisen gekoppelt sein. Dadurch wäre es dann möglich, Vorhersagen über die Lebensweise und den Lebensraum von Froscharten zu treffen, da die meisten Froscharten an bestimmte Laichplätze gebunden sind und sich an die entsprechenden Umgebungen angepasst haben (Duellman & Trueb 1986, Wells 2007). Die hier entdeckten Gilden von Anzeigerufen stellen aber keine finale Einordnung der Arten dar. Eine feinere Auflösung der Gilden, die weit mehr akustische Aspekte beinhaltet, könnte differenziertere Aussagen über die Lebensweise und den Lebensraum der Froscharten ermöglichen. Aspekte wie die Höhe der dominanten Frequenzen oder der Ruflänge, die sich in den hier gefundenen Gilden nicht finden lassen. Diese akustischen Aspekte verschwinden in den hier vorgestellten Einordnungen. Sie sind aber bedeutend, um soziale und umweltbedingte Zusammenhänge zu verstehen (Köhler et al. 2017). Um solche Aspekte in die Gilden mit einzubinden, ist es nötig, die Bandbreite dieser akustischen Merkmale in jeder einzelnen Art zu erfassen. Was bedeutet es, mehrere Populationen der Arten akustisch zu erfassen und auszuwerten? Eine Frage, die aufgrund der Anzahl der hier untersuchten Arten nicht untersuchbar bzw. zu beantworten war. Daher kann man die hier ermittelten Gilden von Anzeigerufen als eine Art basalen Baustein verstehen. Ein Baustein mit dem Aussagen darüber getroffen werden können, wie die interaktiven Zusammenhänge zwischen der Akustik der Frösche und ihrer Lebensweise und Lebensräume zustande gekommen sind.

# Bedeutung der Biologie und des Lebensraumes für akustische Merkmale

## 2.1. Einleitung

Akustische Kommunikation ist die Verbreitung und Detektion von Informationen mittels Schallwellen. Schall ist eine sich fortpflanzende Druckveränderung innerhalb eines Mediums, zum Beispiel Luft oder Wasser (Bradbury & Vehrencamp 2011). Dabei kommt es zu einer alternierenden Verdichtung und Entspannung der Moleküle des jeweiligen Mediums. Jene Bewegung wird an benachbarte Moleküle im Medium weitergegeben, wodurch eine Welle entsteht. Diese vom Erzeuger ausgehende Druckveränderung breitet sich dann longitudinal im Raum aus. Eine solche Welle ist durch verschiedene physikalische Merkmale gekennzeichnet: die Periode einer Schallwelle, ihre Frequenz und ihre Amplitude (Abb. 14). Die Periode einer Schallwelle ist der Abstand zwischen zwei gleichen Teilen der Welle, z.B. von Wellenberg zu Wellenberg. Die Frequenz wiederum ist die Häufigkeit in der sich solche Perioden wiederholen und wird standardmäßig in Hertz angegeben. Der alternierende Druckunterschied wird durch die Amplitude einer Schallwelle ausgedrückt und wird mittels Pascal, in Relation zum Umgebungsdruck, angegeben.

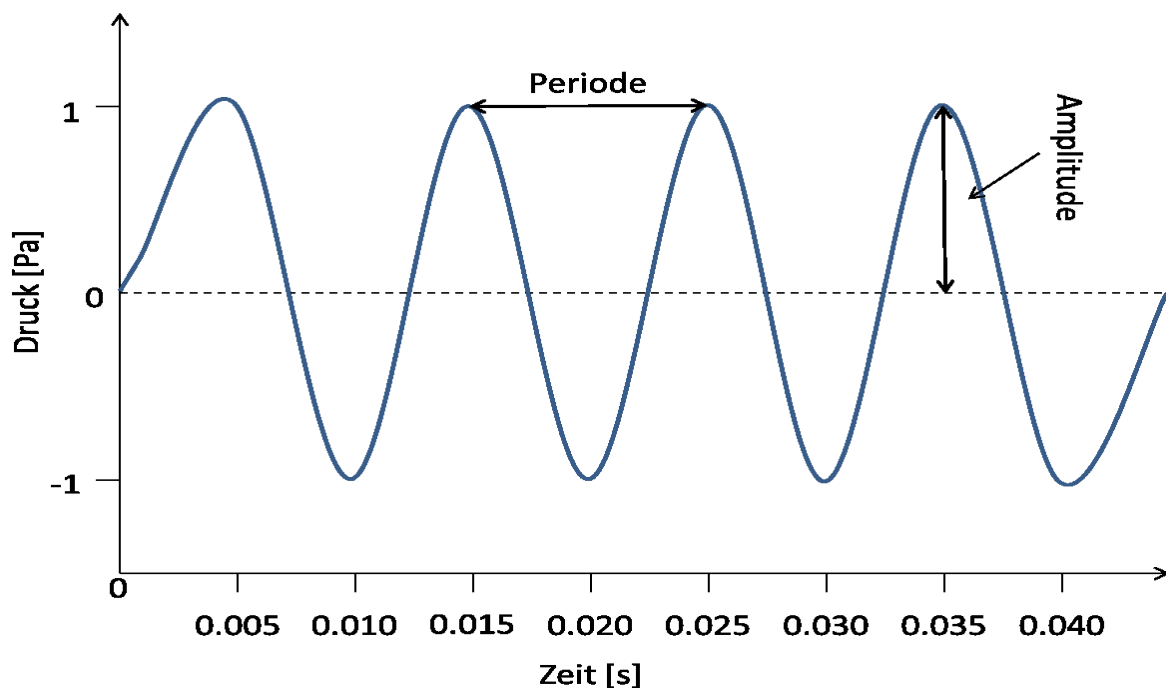


Abbildung.14: Schematische Darstellung einer sinusoidalen Schallwelle nach Bradbury und Vehrencamp (2011). Die Amplitude stellt den Druckunterschied zum Umgebungsdruck dar, hier durch die gestrichelte Linie und einem Druck von 0 Pa gekennzeichnet. Die Periode entspricht hier 0.01 s. Das Reziproke der Periode entspricht einer Frequenz von 100 Hz.



Um Schallwellen zu erzeugen und zu detektieren, haben sich im Laufe der Evolution verschiedene Methoden entwickelt. Schallerzeugung beruht im Grunde darauf, Vibrationen zu erzeugen, die sich durch die Umwelt fortpflanzen. In der Tierwelt lassen sich vier verschiedene Methoden beobachten, mit denen solche Vibrationen erzeugt werden (Bradbury & Vehrencamp 2011). Das Bewegen von festen Körperteilen gegen eine andere feste Oberfläche (z.B. Stridulation bei Insekten, Lauterzeugung bei Klapperschlangen), das Bewegen eines Körperteils an einer Grenze zwischen zwei Medien um eine Oberflächenwelle zu erzeugen (z.B. Signalübermittlung bei Wasserläufern), das Bewegen eines Körperteils, um innerhalb eines Mediums eine Welle zu erzeugen (z.B. Schallproduktion bei Fischen) und das Bewegen eines Mediums gegen einen Körperteil (z.B. Schallerzeugung bei Vögeln, Säugetieren) (Bradbury & Vehrencamp 2011).

Die Schalldetektion wiederum gliedert sich in die Bereiche Aufnahme und Weiterleitung des Schalls in und durch den Körper und die Verarbeitung des Schallsignals im Körper (Gehirn). Im Allgemeinen wird Schall durch äußere morphologische Merkmale (z.B. das Ohr) in den Körper geleitet, wobei der Luftschall in Flüssigkeitsschall umgewandelt wird. Dieser Flüssigkeitsschall wird dann durch mechanische Rezeptoren, Haarsinneszellen in neuronale Signale umgewandelt, die vom Nervensystem des Organismus interpretiert werden (Bradbury & Vehrencamp 2011).

## **2.1.1 Schallerzeugung und -detektion der Froschlurche.**

### **2.1.1.1 Schallerzeugung.**

Ähnlich wie bei anderen Tetrapoden findet die Schallproduktion der Froschlurche im Kehlkopf statt. Ihr Schallerzeugungsapparat besteht aus dem respiratorischen System (Lunge, Bronchien, Tracheen, Larynx, Rachenhöhle, Maul, Nase) und der am Ende des Larynx lokalisierten Glottis und den Stimmlippen (Abb. 15) (Duellman & Trueb 1994). Eine Ausnahme bilden die Wabenkröten und Krallenfrösche der Familie Pipidae. Diese Frösche leben ausschließlich aquatisch und besitzen keine Stimmlippen sowie Schallblasen. Ihre Art der Schallproduktion beruht auf dem Aneinanderreiben von speziell modifizierten laryngealen Knorpeln wodurch ihre charakteristischen, klickenden Rufe entstehen (Yager 1996).

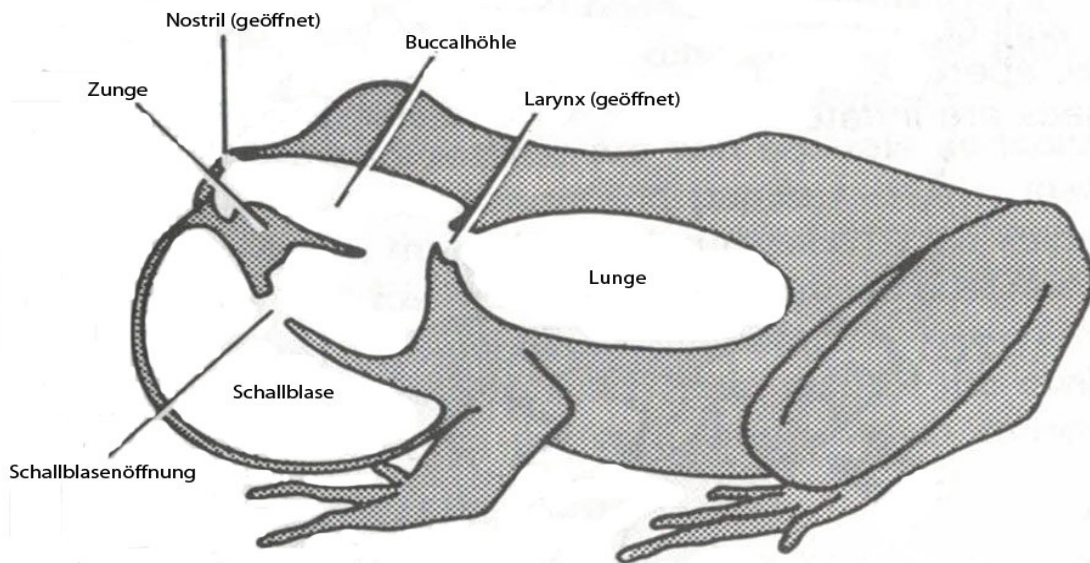


Abbildung. 15: Schematische Abbildung eines Frosches mit den bei der Vokalisation beteiligten Strukturen, Verändert nach Duellman & Trueb (1994).

Die Lauterzeugung der Froschlurche findet, im Gegensatz zu den meisten anderen Landwirbeltieren, in einem geschlossenen System statt (Duellman & Trueb 1994). Jenes System besteht aus Rachenraum, Lunge und Schallblase. Nase und Maul bleiben, bis auf einige Ausnahmen (z.B. bei der Gattung *Conraua*), während der Lauterzeugung geschlossen (Duellman & Trueb 1994). Frösche pumpen durch Muskelkontraktion während des Rufes Luft von der Lunge über den Rachenraum in die Schallblase. Von dort strömt sie dann zurück über den Rachenraum in die Lunge (Gerhardt & Huber 2002). Dieses Prinzip läuft so lange mehrfach hintereinander ab, bis die Abgabe des Rufes eingestellt wird. Mit Ausnahme der Art *Bombina bombina*, von der bekannt ist, dass sie ihren Schall sowohl beim Ein- und Ausatmen erzeugt, erfolgt die Schallerzeugung bei allen anderen Fröschen beim Ausatmen (Köhler et al. 2018) (Abb. 16).

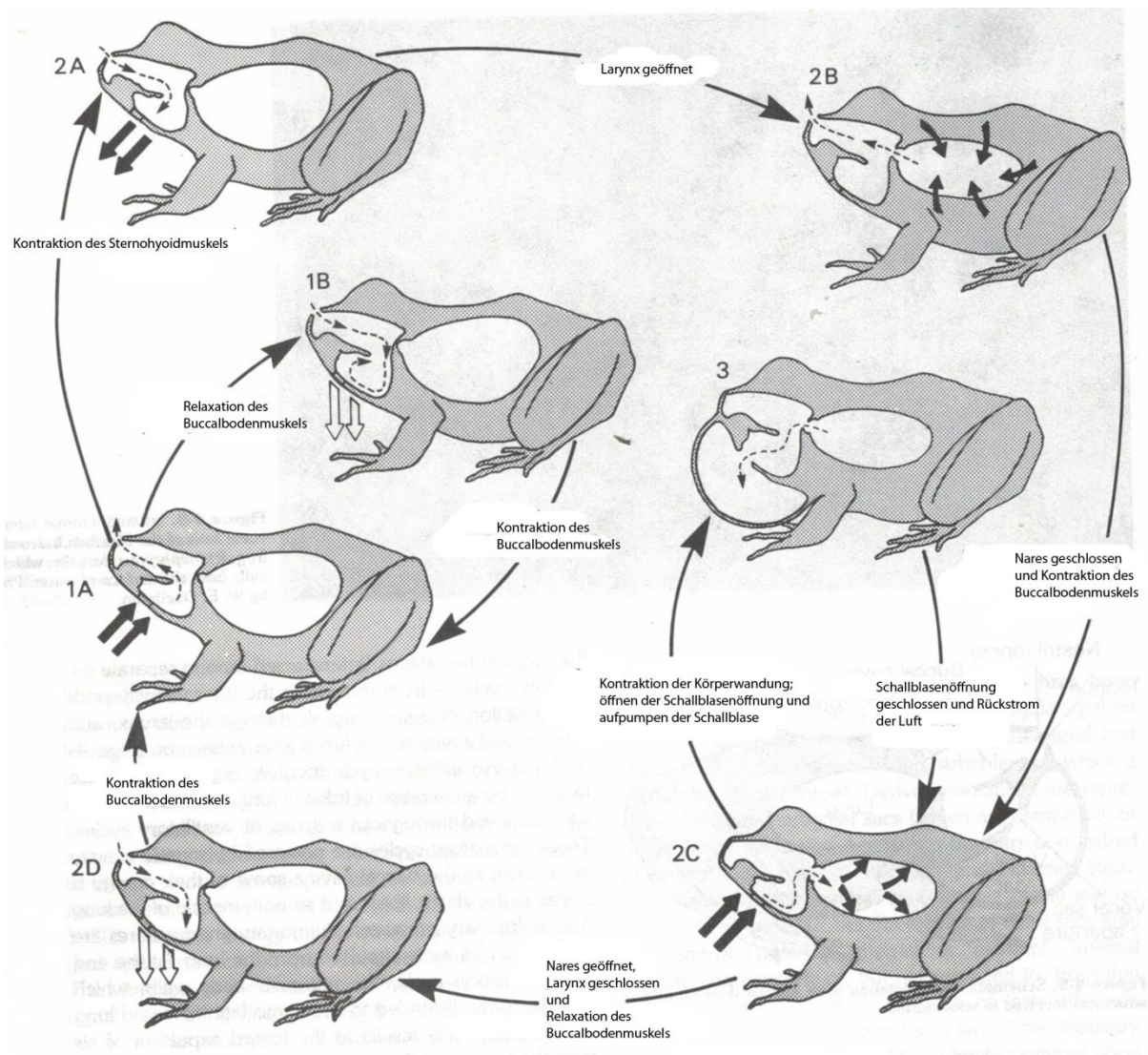


Abbildung 16: Eine grafische Darstellung der Atmung eines Frosches bei der Vokalisation unter Beachtung des Luftstromes. Verändert nach Duellman & Trueb (1994). Die Figuren 1A - 2D zeigen den Ventilationszyklus und 1A und 1B zeigen den Oszillationszyklus. Abbildung 3 zeigt den Moment der Schallabstrahlung. Gestrichelte Pfeile markieren die Richtung des Luftstromes. Vollständige Pfeile markieren die effektiven Kräfte der Muskelaktivität, weiße Pfeile markieren die Bewegung Maulbodens aufgrund von Gravitation und Relaxation der Muskeln.

Die in den Rachenraum gepumpte Luft versetzt die dort gelegenen Stimmlippen in Schwingung. Diese Schwingung wird auf die Luft übertragen, wodurch Druckunterschiede in der Luft entstehen, die sich longitudinal fortsetzen. Diese Welle macht den Ton aus, der durch die Vibrationen der Stimmlippen erzeugt wird. Die Frequenz dieses Tones ist dabei abhängig davon, wie schnell und wie stark komprimiert die Luft über die Stimmlippen strömt. Dies kann über unterschiedlich starke Muskelkontraktionen der Lunge und durch die Größe bzw. den Durchmesser der schwingungsfähigen Organe bestimmt werden. Je schneller und stärker die Luft komprimiert ist, desto höhere Frequenzen können erreicht werden (Fitch et al. 2002; Feng et al. 2006; Suther et al. 2006). Je größer die Stimmlippen, desto tiefer fallen die erzeugten Frequenzen aus. Die so entstandenen Schallwellen pflanzen sich über die Vokalhöhle in Richtung Schallblase fort. Über die Schallblase wird der erzeugte Schall an die Umwelt abgegeben.

### 2.1.1.2 Einschränkungen in der Schallerzeugung und Kopplung des Schalls an das Überträgermedium bei Fröschen.

Die abschließende Koppelung des erzeugten Schalls an das Überträgermedium Luft, die sogenannte Impedanzanpassung, ist bei Froschlurchen noch weitgehend ungeklärt. Insekten weisen diesbezüglich eine besondere Vielfalt auf. Durch die Lauterzeugung bei Insekten, bei vielen Arten mittels Stridulation, entstehen Signale mit einer großen Frequenzbandbreite. Eine solch große Bandbreite ist für die Informationsübertragung ungeeignet, da dadurch viele Störeffekte auftreten. Um diese Effekte zu vermeiden und bestimmte Frequenzen zu verstärken, bearbeiten Insekten das erzeugte Signal zusätzlich. Ein entsprechendes morphologisches Merkmal ist zum Beispiel der sogenannte Spiegel: ein häutiges Feld auf den Deckflügeln, welches von starken Adern umrandet ist. Das erzeugte Signal wird während der Stridulation über dieses Feld geleitet, sodass bestimmte Frequenzen verstärkt werden (Tembrock 1982). Diese Verstärkung ist vom Durchmesser des Feldes abhängig, da es auf bestimmte Wellenlängen im Tonsignal abgestimmt ist. Es wird angenommen, dass die Schallblase eine ebenso bedeutende Rolle für die abschließende Impedanzanpassung einnimmt. In älteren Untersuchungen konnte festgestellt werden, dass die Schallblase wie ein Radiator fungiert und keinen Resonator darstellt (Martin 1972; Caprancia & Moffat 1983; Ryan 1986). Somit könnten das Vorhandensein und die Ausprägung der Schallblase unterschiedliche Effekte auf den erzeugten Schall ausüben. Weiterhin sind die Frequenzen abhängig von der Größe des Schall-erzeugenden Organs, den Stimmlippen. Deren Größe steht in Relation zur Körpergröße. Kleinere Arten erzeugen so, im Gegensatz zu größeren Arten, eher hohe Frequenzen. Einige intraspezifische Analysen (Nevo & Schneider 1976; Giacoma et al. 1977; Castellano & Giacoma 1998) haben gezeigt, dass eine negative Korrelation zwischen Frequenz und Körpergröße existiert. Die abgestrahlte Frequenz nimmt mit zunehmender Körpergröße ab (Ryan 1986).

### 2.1.1.3 Schalldetektion und Verarbeitung.

Frösche nutzen zur Detektion ein ähnliches System wie andere Vertebraten auch, allerdings mit der Ausnahme, dass sie über keine externen Ohrmuscheln verfügen. Durch auftreffende Schallwellen wird das bei den Froschlurchen offenliegende Tympanum in Schwingung versetzt. Über die Columella werden diese Schwingungen auf das ovale Fenster in das Mittelohr geleitet. Dabei findet eine Übersetzung von Luft- in Flüssigkeitsschall statt (Gerhardt & Huber 2002). Vom Mittelohr werden die Schallschwingungen auf die Papilla basilaris geleitet, um dort durch Haarsinneszellen prozessiert zu werden. Dabei werden niedrige Frequenzen zuerst in neuronale Signale umgewandelt (Gerhardt & Huber 2002). Haarsinneszellen für höhere Frequenzen befinden sich weiter hinten auf der Papilla basilaris und werden dementsprechenden später prozessiert (Abb. 17).

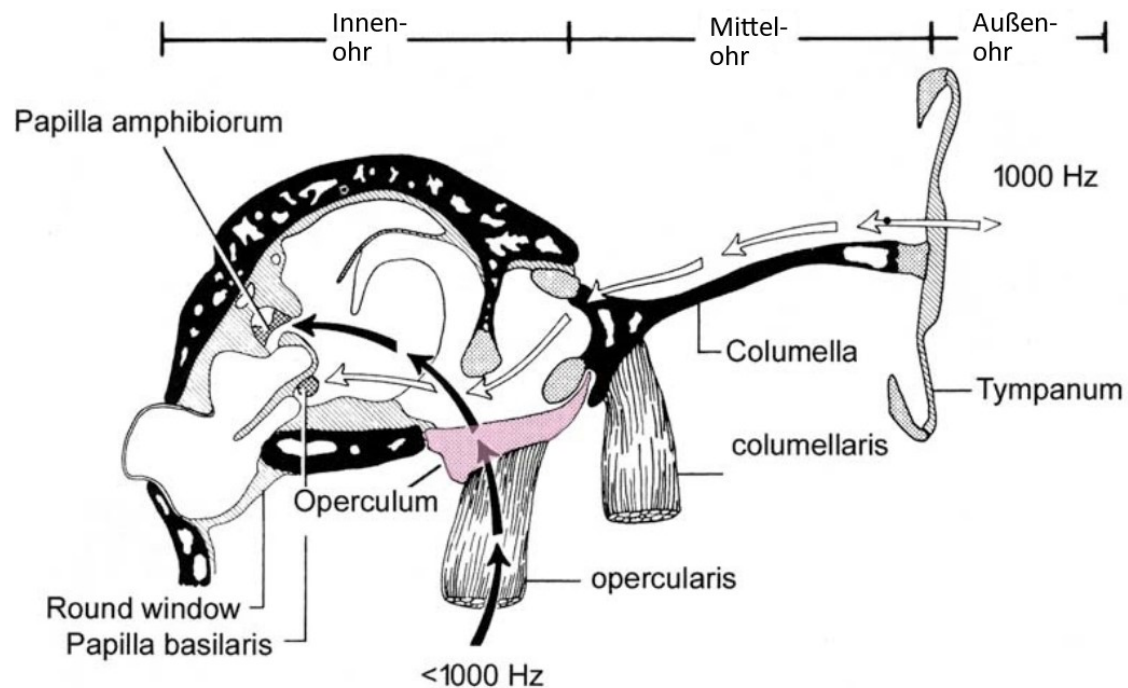


Abbildung 17: Auditorische Systems der Frösche verändert nach Duellman und Trueb (1994). Die schwarzen Pfeile verdeutlichen den Weg des Schallsignals über den Operculum – Papilla amphibiorum Komplex für Frequenzen unter 1000 Hz. Weiße Pfeile veranschaulichen den Weg des Schallsignals über den Tympana – Columella – Papilla basilaris – Komplex für Frequenzen über 1000 Hz.

#### 2.1.1.4 Einschränkungen in der Schalldetektion der Frösche.

Die Detektion des Schalles beginnt mit dem Tympanum. Der Durchmesser des Tympanums bestimmt, welche Frequenzen detektiert werden. Der Sender muss dies beim Erzeugen des akustischen Signals mitberücksichtigen, da sonst keine oder falsche Informationen übermittelt werden. Da sich Detektion und Erzeugung in ihrer Evolution gegenseitig beeinflussen (Desutter-Grandcolas & Robillard 2003), sollte eine Korrelation zwischen dem Durchmesser des Tympanums der Weibchen und der von den Männchen genutzten Frequenzen existieren. Jedoch sind auch viele Arten bekannt, die nicht über ein offen liegendes Tympanum (z.B. *Cophixalus crepitans*, *Elachistoscleis bicolor*), Columella (Pereyra 2016) oder Mittelohr (Jaslow et al. 1988) verfügen, aber trotzdem mittels Luftschall kommunizieren. Eine Bedeckung durch die Epidermis des Frosches führt zur Absorption von hohen Frequenzen, was sich durchaus in den Rufeigenschaften zeigen sollte (Fry 1952). Es wird angenommen, dass hier das Opercularis-System zur Schalldetektion zum Einsatz kommt, was einzigartig für die Froschlurche ist (Gerhardt & Huber 2002; Bradbury & Vehrencamp 2011). Dieses System ist ein weiterer Weg, um niedrige Frequenzen zu detektieren. Ursprünglich entstand dieses System vermutlich zur Detektion von Vibrationen innerhalb von Substraten (Bradbury & Vehrencamp 2011). Über das Operculum, welches zum Teil mit dem ovalen Fenster verbunden ist und an dem der Opercularis- Muskel ansetzt, sind Frösche in der Lage, Frequenzen unter 1.000 Hz in das Innenohr zu leiten (Duellman & Trueb 1994; Gerhardt & Huber 2002). Diese Frequenzen werden danach zusätzlich auf einer zweiten Papilla, der Papilla amphibiorum, prozessiert (Abb. 17). Es besteht aber auch die Möglichkeit, Schall durch weitere Strukturen in das Innenohr zu leiten. So sind Froscharten bekannt, die über kein funktionierendes Mittelohr oder Tympanum verfügen aber mit Frequenzen kommunizieren, die über 1.000 Hz liegen (Jaslow & Lombard 1996). Hier übernimmt beispielsweise die Wandung der Lungen den Schalltransport (Narins et al. 1988; Linquist et al. 1998). Froschlurche verfügen somit über die Fähigkeit, Schall über mehrere Kanäle zu detektieren (Gerhardt & Huber 2002).

### **2.1.2 Schallausbreitung.**

Die Beschaffenheit von Schallwellen die beim Empfänger ankommen, wird nicht allein durch den Schallerzeuger geprägt. Auch die Umwelt, die der Schall durchqueren muss, kann die Beschaffenheit von Schallwellen verändern. Beugungen, Refraktionen und Reflexionen durch Umwelteinflüsse verändern die Eigenschaften eines Schallsignals (Bradbury & Vehrencamp 2011). Dies sind Veränderungen, die der Erzeuger mit in Betracht ziehen muss, um ungewollte Veränderungen seines Signals zu vermeiden. Faktoren die Schallsignale verändern, sind sowohl abiotischer als auch biotischer Natur.

Abiotische Faktoren sind z.B. Temperatur und Luftfeuchte. Sie verändern durch Druckänderungen das Medium und können so die Ausbreitung des Schalls behindern oder unterstützen. Temperaturunterschiede zwischen unterschiedlichen Luftschichten in einem Wald führen zum Beispiel zu Reflexionen und Refraktionen, wodurch ein Schallsignal schwerer zu orten ist (Bradbury & Vehrencamp 2011). Unterschiede in der Luftfeuchte führen sowohl zu Veränderungen der Schallgeschwindigkeit als auch zu Reflexionen. Auch der Boden, über den sich der Schall bewegt, hat einen Einfluss auf ihn. Die sogenannte Bodenauslöschung ist ein schalldämpfender Effekt (Bradbury & Vehrencamp 2011). Schallsignale in einem Frequenzband zwischen 300 Hz und 3.000 Hz unterliegen am Boden oder in geringer Höhe einer verstärkten Absorption (Wiley & Richards 1978). Besonders Frequenzen unter 1.000 Hz sind davon betroffen (Ryan 1988). Hintergrundgeräusche sind ein weiterer Faktor, der sich auf Schallsignale auswirkt. Wasser, insbesondere Fließgewässer, Stromschnellen und Wasserfälle können erhebliche Hintergrundgeräusche verursachen und zu Interferenzen führen. Um Störungen im Übertragungskanal zu vermeiden, besteht die Möglichkeit, dass die Organismen bestimmte Eigenschaften ihrer Rufe diesen Interferenzen angleichen. Beispielsweise in dem sie Frequenzen nutzen, welche über denen des Rauschens liegen oder die Wiederholungsraten der Pulse zur Steigerung der Redundanz des Schallsignals erhöhen (Feng et al. 2006). Neben diesen abiotischen Faktoren sind, wie bereits erwähnt, auch biotische Faktoren ausschlaggebend, wie ein Signal erzeugt wird und wie es sich ausbreitet. Unter biotischen Faktoren versteht man morphologische Eigenschaften der Tiere und die biologisch-geografischen Eigenschaften des Habitats (z.B. Dichte der Vegetation; Zusammensetzung der Vegetation oder die Kronendachöffnung; Räuber; andere akustisch aktive Individuen derselben oder von anderen Arten) (Bradbury & Vehrencamp 2011). Offene bzw. weniger dichte Habitate begünstigen z.B. die Nutzung niedriger Frequenzen, um Signale über eine längere Strecke zu übertragen (Konishi 1970). Dichte Habitate wie das Unterholz im Wald wiederum behindern die Nutzung von frequenzmodulierten Rufen, was am Verhalten neotropischer Vögel beobachten werden konnte (Chappuis 1971; Morton 1975). Ein weiterer biotischer Aspekt sind Lautäußerungen, seien es arteigene oder artfremde, die zur



selben Zeit auftreten. Dabei können sich Signale überlagern und ebenfalls zu Veränderungen der Anzeigerufe führen.

Akustische Kommunikation ist somit an eine Vielzahl von Parametern gekoppelt, was auch für Frösche gilt. Froschlurche sind aufgrund ihrer Physiologie und Reproduktionsstrategie meist an offenes Wasser gebunden. Zur Paarungszeit wandern Frösche zu den von ihnen bevorzugten Laichgebieten, wobei in der Regel die Männchen diese Gebiete zuerst erreichen (Dittrich et al. 2018). In der Regel erzeugen Frösche ihre Anzeigerufe erst, wenn sie ihre Laichgründe erreicht haben (Wells 2007), wobei viele Froscharten wie zum Beispiel der Gattung *Kassina*, ihren Ruf bereits während der Anwanderung zu ihren Laichgründen erzeugen (Rödel 2000). In der Regel nutzen Frösche immer die gleichen Laichhabitate (Santoro & Brandão 2013; Valério et al. 2016). Daher sind die Anzeigerufe wahrscheinlich an die Bedingungen dieser Lebensräume angepasst. Grundsätzlich weisen die unterschiedlichen Laichgebiete aber aus globaler Sicht auch Ähnlichkeiten auf. Sie befinden sich im Wald oder in offenen Gebieten oder bestehen aus ähnlichen stehenden oder fließenden Gewässern. Ähnliche Bedingungen in den Laichgebieten, die sich in den akustischen Merkmalen widerspiegeln. Im Verhalten der Frösche lassen sich ebenfalls grundsätzliche Ähnlichkeiten bei der Ruferzeugung finden. Viele verschiedene Arten geben ihren Ruf zum Beispiel schwimmend auf Wasserflächen ab oder beziehen Orte zum Rufen in erhöhten Positionen, wie viele baumbewohnende Arten. Ein vergleichbares Verhalten, dass unterschiedliche Froscharten nutzen, um die Übertragbarkeit ihrer Rufe zu optimieren. Ebenso ähneln sich auch äußere morphologische Merkmale zur Schallerzeugung und -detektion. So weist der größte Teil der Arten eine unpaare, subgulare, externe Schallblase auf (Liu 1935). Andere Arten besitzen kein offenliegendes Tympanum oder zeichnen sich durch eine interne Schallblase aus.

Davon ausgehend, dass sich morphologische und ökologische Ähnlichkeiten auch in den akustischen Merkmalen der Anzeigerufe widerspiegeln, ergeben sich einige Fragen, denen in diesem Teil der Untersuchung nachgegangen werden soll. Speziell werde ich die Fragen stellen: Welche Zusammenhänge bestehen zwischen den akustischen Merkmalen der Anzeigerufe und den morphologischen, Verhaltens- und Lebensraummerkmalen? Sind die Ausprägungen der akustischen Eigenschaften der Anzeigerufe das Ergebnis einzelner Zusammenhänge oder sind sie ein Ergebnis von Kombinationen von Faktoren aus Morphologie, Verhalten und des Lebensraumes?



## 2.2 Material und Methoden.

### 2.2.1 Datenerhebung.

Die akustischen Daten, die dominante Frequenz, die Wiederholungsrate der Pulse, die Frequenzmodulation der Pulse, die Länge des Rufes, die Pulslänge und die Gilden von Anzeigerufen stammen aus der unter Kapitel 1 genannten Rufsammlung. Die den Rufdaten assoziierten morphologischen Daten und Verhaltensweisen der Arten wurden dem Begleitmaterial der Anzeigerufe bzw. entsprechenden Literaturquellen entnommen. Externe morphologische Daten wurden unter dem Gesichtspunkt ihrer Bedeutung für die Fähigkeit zur Produktion und Detektion von Schall ausgewählt. Folgende morphologische Merkmale wurden von mir erhoben: die durchschnittliche Körperlänge der Männchen jeder Art, aufgrund des Zusammenhangs zu den produzierten Frequenzen des Schalls (Nevo & Schneider 1976; Giacoma et al. 1977; Ryan 1986; Castellano & Giacoma 1998); die Form und das Vorhandensein einer Schallblase, da sie das wahrscheinliche Kopplungsorgan zwischen Sender und dem Transfermedium darstellt (Martin 1972; Capranica & Moffat 1983; Ryan 1986), sowie die Größe und Sichtbarkeit des Tympanums (Fry 1952), aufgrund des Faktes, dass die akustische Kommunikation nicht nur vom Sender abhängig ist, sondern auch auf die Fähigkeit des Empfängers, das entsprechende Signal zu empfangen, abgestimmt sein sollte (Tembrock 1982) (Tab. 3).

Tabelle 3: Externe morphologische Merkmale zur Produktion und Detektion von akustischen Signalen der 1542 untersuchten Arten.

Externe Morphologie	Datenformat	Kategorien	Beschreibung
Körperlänge (SVL)	Messwert [mm]	-	Mittelwert aus der minimalen und maximalen bekannten Körperlänge der Männchen
Ausbildung der Schallblase (VSM)	Kategorie	nicht vorhanden intern extern	Ausbildung der Schallblase (Liu 1935)
Form der Schallblase(VSF)	Kategorie	nicht vorhanden einfach subgular gepaart subgular gepaart lateral nicht vorhanden	Form der Schallblase (Liu 1935)
Größe des Tympanums ( $T_{size}$ )	Kategorie	kleiner als die Hälfte das Auge hälfte des Auges ähnlich des Auges nicht vorhanden	Größe des Tympanums in Relation zum Durchmesser des Auges
Ausbildung des Tympanums ( $T_{cov}$ )	Kategorie	vorhanden und sichtbar vorhanden aber unter Haut	Ausbildung und Sichtbarkeit des Tympanums

Die erhobenen Verhaltensweisen beruhen auf Beobachtungen rufender Männchen. Im Fokus stand dabei ihre Rufposition, um die Reichweite und Ausbreitung ihres Schallsignals anzupassen. Zur Beschreibung der Rufposition habe ich folgende Kategorien aufgenommen: den Untergrund der

Rufwarte, um Effekte unterschiedlicher Typen von Substraten abzubilden; die Höhe der Rufwarte, um den Effekt der Bodenauslöschung auf die produzierten Frequenzen (Wiley & Richards 1978; Ryan 1988) zu erfassen; die Entfernung der Rufwarte zu möglichen Wasserquellen, was den Einfluss von Hintergrundrauschen abbilden soll (Feng et al. 2006) und den Zeitraum der Rufaktivität (in der Nacht, am Tag oder am Tag und in der Nacht), die u.a. Aussagen über präferierte Temperaturen und die Anwesenheit von Räubern bzw. anderer Rufer ermöglichen (Bradbury & Vehrencamp 2011) (Tab. 4). Die Höhe der Rufwarte orientiert sich dabei an einer vereinfachten Stockwerkstruktur tropischer Regenwälder (Jacobs 1988), da der Großteil der Arten in solchen Habitaten vorkommt.

Tabelle 4: Kategorien des Rufverhaltens und des bevorzugten Rufhabitats der 1542 untersuchten Froscharten. Die Kategorien für das Habitat und die Laichgewässer beruhen auf der zusammengefassten Klassifikation der Habitate und Feuchtgebiete der IUCN ([www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org)). Die Kategorien für das Rufverhalten entstammen den Beschreibungen der Arten aus entsprechender Literatur.

Rufverhalten und Habitat	Datenformat	Kategorien	Beschreibung
Rufuntergrund ( $E_{pos}$ )	Kategorie	Vegetation (atV)	Untergrund der Rufposition
		unbedeckter Erdboden (e)	
		Laubstreu (ls)	
		Wasseroberfläche (sw)	
		in Erdlöchern (ec) in Baumhöhlen (atVc)	
Rufdistanz zum Wasser ( $W_{pos}$ )	Kategorie	Am, auf und im Wasser (w)	Arten sitzend bevorzugt am Gewässer, um zu rufen
		entfernt vom Wasser (aW)	Arten bevorzugt 1 m oder weiter vom Wasser entfernt, um zu rufen
		Bodennähe (G)	Arten sitzen am Boden oder nicht höher als 1 m über dem Boden
Höhe der Rufposition (Height)	Kategorie	Unterholz (U)	Arten sitzen zwischen 1 m und 20 m über dem Boden
		Baumwipfel (C)	Arten sitzen mehr als 20 m über dem Boden, um zu rufen
		nachaktiv tagaktiv ganztägig	bevorzugter Zeitraum der Rufaktivität
Rufzeit (Time)	Kategorie	Wald	
Habitat	Kategorie	Wald/offenes Gelände	bevorzugtes Habitat der Art, angelehnt an die IUCN (2012) Klassifikation
		offenes Gelände	
		terrestrial	
Laichgewässer (water)	Kategorie	stehende/fließende Gewässer	bevorzugtes Laichgewässer der Arten
		stehende Gewässer	
		fließende Gewässer	

Für die einheitliche Beschreibung des Habitats folgte ich der Lebensraumklassifikation der IUCN (2012). Dabei habe ich mich auf die Hauptkategorien dieser Klassifikation gestützt und diese weiter komprimiert. Wald und Waldland habe ich als Wald zusammengefasst. Alle anderen Habitate ohne geschlossenes Kronendach (z. B. Savanne, Grasland) wurden von mir als offene Habitate deklariert. Arten, die in beiden Gebietsformen aufgefunden werden können, wurden in der Kategorie gemischtes Habitat aufgenommen. Um Wasserflächen zu beschreiben habe ich ebenfalls die Klassifikation der Feuchtgebiete der IUCN (2012) genutzt. Auch hier habe ich Kategorien zusammengefasst. Permanente

und nur gelegentlich existierende Flüsse oder Bäche wurden von mir als Fließgewässer kategorisiert. Permanente und gelegentlich existierende Seen, Tümpel oder auch Sümpfe wurden als Stillgewässer klassifiziert. Arten, die sowohl Fließ- als auch Stillgewässer nutzen, kamen in die Kategorie gemischte Gewässer. Arten, die explizit in ihrer Reproduktion kein offenes Wasser benötigen wurden als terrestrisch klassifiziert. Die Zuordnungen der einzelnen Arten zu den jeweiligen Kategorien sind im Anhang D und E aufgelistet.

### **2.2.2 Statistische Analyse der in Kapitel 1 gemessenen akustischen Eigenschaften der Anzeigerufe.**

Die Ausprägung bestimmter Eigenschaften von Organismen ist immer eine Anpassung an bestimmte Lebensweisen (Fisher 1930; Wilkins et al. 2013). Mich interessierte, ob und in welchem Ausmaß einzelne Faktoren der Morphologie, des Verhaltens und des Lebensraums im Zusammenhang mit den in Kapitel 1 ermittelten akustischen Merkmalen der Anzeigerufe stehen. Um den Einfluss der Morphologie, des Verhaltens und des Habitats auf die akustischen Eigenschaften der Anzeigerufe zu analysieren, habe ich statische Tests durchgeführt. Diese habe ich vorgenommen, um diejenigen Faktoren zu identifizieren, die überhaupt mit den erfassten akustischen Eigenschaften zusammenhängen. Da die Verteilung der akustischen Messdaten keiner Normalverteilung entsprach (Shapiro-Wilk Test: dominante Frequenz:  $W = 0.97$ ,  $p \leq 0.001$ ; Modulation der Frequenz:  $W = 0.76$ ,  $p \leq 0.001$ ; Pulsrate:  $W = 0.77$ ,  $p \leq 0.001$ ; Pulslänge:  $W = 0.33$ ,  $p \leq 0.001$ ; Ruflänge  $W = 0.21$ ,  $p \leq 0.001$ ; Gilden der Anzeigerufe:  $W = 0.90$ ,  $p \leq 0.001$ ), habe ich nichtparametrische paarweise Wilcoxon-Tests und Korrelationen nach Spearman angewandt. Arten, die in den entsprechenden Analysen keine Einträge aufwiesen (NA), wurden von den einzelnen statistischen Tests ausgeschlossen. Daraus ergab sich eine unterschiedliche Anzahl von untersuchten Arten in den statistischen Analysen, zusammengefasst in folgender Tabelle.

Tabelle 5: Anzahl (N) der eingeflossenen Arten in die statistischen Vergleiche zwischen den ermittelten akustischen Merkmalen (Kapitel 1) und der Morphologie, dem Verhalten sowie des Lebensraumes der Arten.

Parameter / akustisches Merkmal	SVL	VSM	VSF	Tsize	Tcov	Epos	Wpos	Height	Time	Habitat	water
dF	1440	849	1172	969	1324	1171	1165	1272	1111	1329	1309
mdf	914	545	738	612	825	745	750	805	707	876	871
pr	1314	766	1065	876	1206	1079	1071	1168	1023	1215	1197
pl	1058	621	845	696	955	866	863	937	824	992	982
cl	1418	839	1155	956	1305	1152	1146	1252	1029	1306	1287

### 2.2.3 Multivariate statistische Analyse der gemessenen akustischen Merkmale und der in Kapitel 1 ermittelten Gilden von Anzeigerufen.

Der Ausformung der jeweiligen akustischen Eigenschaft ergibt sich nicht nur aus einzelnen erklärenden Faktoren (Darwin 1859; Wiley & Richards 1978; Podos 2001). Vielmehr bestimmen die Beziehungen zwischen den erklärenden Faktoren, wie sich ein Merkmal manifestiert (Hauser 1993; Boncoraglio & Saino 2006). Um die Auswirkungen und die Bedeutung der hier erhobenen Faktoren im Verbund zu untersuchen, habe ich zwei verschiedene Verfahren der multivariaten Statistik angewendet. Zunächst wurden die in Kapitel 1 ermittelten Gilden der Anzeigerufe einer Korrespondenzanalyse unterzogen, um mögliche Zusammenhänge mit den Faktoren der Morphologie, dem Verhalten und dem Lebensraum zu ermitteln. Die Korrespondenzanalyse (CA) ist ein Verfahren der multivariaten Statistik, um eine Hauptkomponentenanalyse mit kategorialen Daten durchzuführen (Leyer & Wesche 2009). Dazu habe ich für die Morphologie, dem Verhalten und des Lebensraumes jeweils eine Kontingenztafel mit den absoluten Häufigkeiten der Gilden erstellt. Arten mit nichtbekannten Daten (NA) wurden vor der Zusammenstellung der Kontingenztafeln entfernt. Daraus ergaben sich folgende Anzahlen an Arten: für die Morphologie ( $n_{\text{Arten}} = 590$ ), dem Verhalten ( $n_{\text{Arten}} = 1175$ ) und dem Lebensraum ( $n_{\text{Arten}} = 795$ ). Die Kontingenztafel der morphologischen Faktoren enthielt zudem nur die Daten für die Ausbildung und Form der Schallblase und die Größe und Sichtbarkeit des Tympanums, da diese Analyse nur kategoriale Daten verwendet. Jede einzelne der drei Kontingenztafeln mit der absoluten Häufigkeit der Gilden wurde dann von mir als Grundlage für Korrespondenzanalysen verwendet. Dadurch ergaben sich am Ende drei getrennte Korrespondenzanalysen. Jeweils eine

Analyse für die Zusammenhänge zwischen den Rufgilden und der Morphologie, dem Verhalten und dem Lebensraum.

Die zweite multivariate Analyse umfasste sowohl die in Kapitel 1 gemessenen akustischen Merkmale als auch die ermittelten Gilden von Anzeigerufen. Mit dieser Analyse habe ich versucht zu klären, wie die zuvor identifizierten Zusammenhänge sich gemeinsam auf die Ausformung der gemessenen akustischen Merkmale und Gilden auswirken. Das Verfahren, das dabei zum Einsatz kam, ist ein Klassifikationsverfahren mittels zufälliger generierter Entscheidungsbäume, der sogenannte „Random Forest“ (Breiman 2001). Eine Wahrscheinlichkeitsberechnung, die sich neben der Klassifizierung auch für Regressionen nutzen lässt. In diesem Verfahren werden mittels Bootstrap mehrere zufällige Entscheidungsbäume erstellt, wobei an jedem Knoten (Entscheidungspunkt) eines Baums eine zufällige Anzahl von Merkmalen genutzt wird, um eine mögliche Aufspaltung zu vollziehen. Die Bäume wachsen dabei solange bis Knoten (Blatt) erreicht werden, an denen keine Entscheidung mehr möglich ist (Abb. 18).

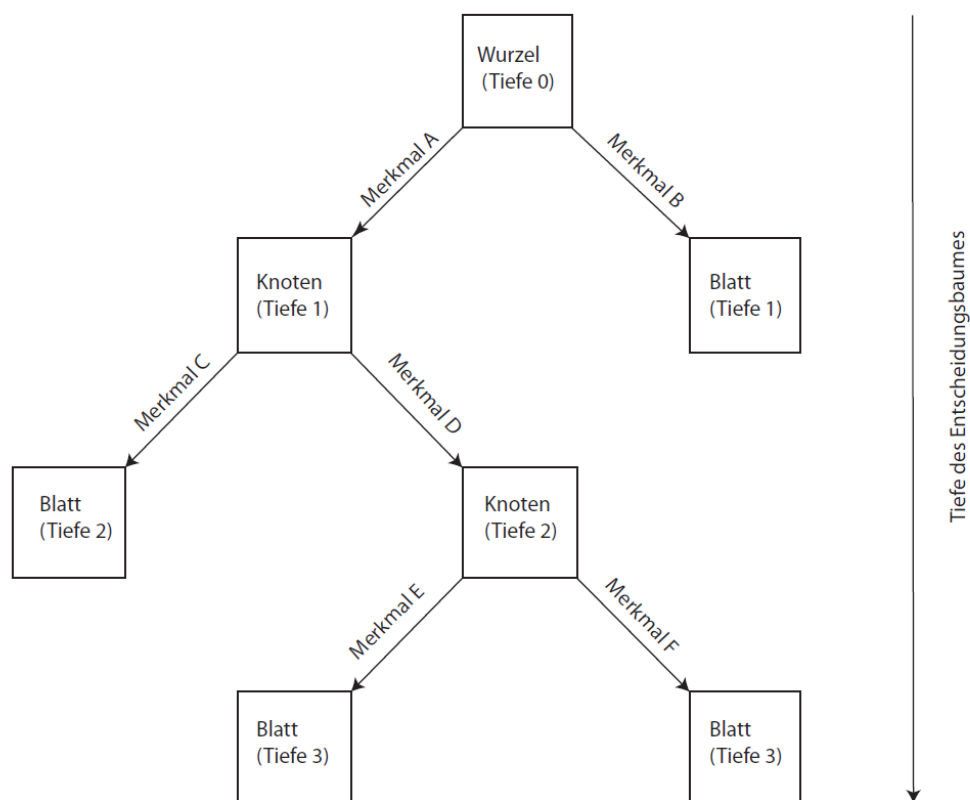


Abbildung 18: Schematische Darstellung eines einfachen binären Entscheidungsbaumes. Die Tiefe des Entscheidungsbaumes beschreibt die Größe des Baumes. In diesem Fall beträgt die Tiefe 3. Der Anfang des Entscheidungsbaumes wird als Wurzel bezeichnet und entspricht der Tiefe 0. Entscheidungspunkte werden als Knoten bezeichnet mit unterschiedlichen Tiefen im Baum. Merkmale A – F repräsentieren die Entscheidungen für einen neuen Zustand. Knoten an den keine Entscheidung mehr gefällt werden kann, werden als Blatt bezeichnet und repräsentieren den finalen Zustand einer Klassifikation.

Aus der Wahrscheinlichkeit je öfter und früher ein Merkmal in der zuvor bestimmten Anzahl an Entscheidungsbäumen zur Entscheidung herangezogen wird, ergibt sich dann die Bedeutsamkeit und

Interaktion der eingesetzten Variablen, um zu einem bestimmten Zustand zu gelangen (Breiman 2001). Dazu habe ich für jedes gemessene akustische Merkmal (dominante Frequenz; Frequenzmodulation der Pulse, Pulsraten, Ruflängen, Pulslängen) und die Rufgilden einen separaten Datensatz zusammengestellt. Jeder einzelne Datensatz enthielt den akustischen Messwert der Arten und die mit ihm zusammenhängende Variable aus den zuvor durchgeführten statistischen Tests. Der Datensatz für die Gilden enthielt die identifizierten Zusammenhänge zwischen den Gilden und den Faktoren von Morphologie, Verhalten und Lebensraum aus der Korrespondenzanalyse. Aus jedem einzelnen dieser sechs Datensätze habe ich alle Arten entfernt, die unbekannte Daten (NA) enthielten. Daraus ergab sich für die sechs Datensätze folgende Anzahl an eingeflossenen Arten: dominante Frequenz,  $n_{\text{Arten}} = 378$ ; Frequenzmodulation der Pulse,  $n_{\text{Arten}} = 484$ ; Pulsraten,  $n_{\text{Arten}} = 445$ ; Ruflängen,  $n_{\text{Arten}} = 735$ ; Pulslängen,  $n_{\text{Arten}} = 686$ ; Gilden,  $n_{\text{Arten}} = 611$ . Die Datensätze enthielten auch jeweils eine unterschiedliche Anzahl an Variablen. Grund dafür waren die zuvor erlangten Erkenntnisse über die unterschiedlichen Zusammenhänge der akustischen Daten und den Faktoren aus Morphologie, Verhalten und dem Lebensraum. Die Zusammensetzung der Datensätze findet sich in der Tabelle 6. Für jeden der sechs Datensätze habe ich mehrere Entscheidungsbäume errechnen lassen ( $n = 2.000$ ). Aufgrund der unterschiedlichen Anzahl an Variablen in den einzelnen Datensätzen unterschied sich die im „Random Forest“ eingesetzte Anzahl an zufällig verwendeten Merkmalen pro Entscheidungspunkt. Für die Regression, wie im Falle der dominanten Frequenz (df), der Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsraten (pr), Ruflängen (cl) und Pulslängen (pl) wurde die Anzahl zufälliger Merkmale anhand der Formel  $v/3$  ( $v$  = Anzahl der eingesetzten Variablen) abgerundet ausgewählt. Die Anzahl zufällig genutzter Merkmale pro Entscheidungspunkt für die Klassifikation der Gilden ergab sich aus der abgerundeten Wurzel aus  $v$  ( $v$  = Anzahl der eingesetzten Variablen) (Tab. 6). Mittels einer Bootstrap-Aggregation wurde das häufigste Ergebnis dieser 2.000 Entscheidungsbäume als endgültige Ausgabe herangezogen. Die resultierenden Ergebnisse und Klassen an Rufgilden sollten dabei den ermittelten Rufgilden und gemessenen Merkmalen entsprechen. Die Berechnung der Korrespondenzanalyse und des „Random Forest“ erfolgte mittels der R-Pakete „ca“ und „random forest“.

Tabelle 6: Zusammenstellung der verwendeten Variablen und deren zufällig verwendete Anzahl aus Morphologie, Verhalten und Lebensraum für die im „Random Forest“ genutzten Datensätze der akustischen Merkmale dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsraten (pr), Ruflängen (cl), Pulslängen (pl) und Gilden der Anzeigerufe, durchschnittliche Körperlänge der Männchen (SVL), Ausprägung der Schallblase (VSM), Form der Schallblase (VSF), Größe des Tympanums (Tsize), Sichtbarkeit des Tympanums (Tcov), Rufuntergrund (Epos), Position zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Rufzeit (Rz), Habitat (Lr) und Laichgewässer (Lg).

akustisches Merkmal	Morphologie	Verhalten	Lebensraum	Anzahl der zufälligen verwendeten Merkmale
df [kHz]	SVL, VSM, VSF, Tsize, Tcov	Epos, Wpos, H, Rz	Lr, Lg	3
mdf [Hz/ms]	Tcov	Epos, Rz	–	1
pr [Pulse/s]	SVL, VSM, VSF	Epos, Wpos, Rz	Lr, Lg	2
cl [s]	–	Epos, Wpos	Lr, Lg	1
pl [ms]	VSF, SVL	Epos, Wpos	Lr, Lg	2
Gilde	–	Epos, Wpos, H, Rz	Lr, Lg	2

## 2.3 Ergebnisse

### 2.3.1 Korrelationen morphologischer, Verhaltens- und Habitatsparameter mit akustischen Merkmalen.

#### 2.3.1.1 Morphologie und akustische Merkmale.

Die Rangkorrelation nach Spearman, um den Zusammenhang zwischen den gemessenen akustischen Merkmalen dominante Frequenz, Frequenzmodulation der Pulse, Pulsrate, Ruflänge und Pulslänge und der Körperlänge (SVL) der Arten zu identifizieren, ergab folgende Ergebnisse. Signifikante Korrelationen konnten zwischen der Körperlänge und der dominanten Frequenz, der Pulsrate und der Pulslänge festgestellt werden (Tab.7). Veranschaulichende Diagramme befinden sich im Appendix F). Die dominante Frequenz ist mit der Körperlänge der Arten negativ korreliert, kleinere Arten erzeugen höhere Frequenzen als größere Arten. Die Rangkorrelationen zwischen den Pulsraten, der Pulslänge und der Körperlänge deuten auf eine positive Korrelation hin. Größere Arten nutzen höhere Pulsraten und Pulslängen als kleinere Arten. Da der Rangkorrelationskoeffizient sehr klein ist, kann davon ausgegangen werden, dass diese Korrelationen nur äußerst schwach ausgeprägt ist (Tab.7). Zwischen der Körperlänge und der Frequenzmodulation sowie den Ruflängen konnte ich keine Korrelationen feststellen (Tab.7).

Tabelle 7: Ergebnisse der Rangkorrelation nach Spearman zwischen den gemessenen akustischen Merkmalen der Anzeigerufe (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) und der durchschnittlichen Körperlänge (SVL) der Männchen. Angegeben sind das Signifikanzniveau der Korrelation (Signifikanz), der errechnete Rangkorrelationseffizient (rho) und die Anzahl der in die Korrelation eingeflossenen Arten (n).

akustische Merkmal	Signifikanz	rho	n
df [kHz]	$p \leq 0.001$	-0.76	1440
mdf [Hz/ms]	$p = 0.10$	-0.05	914
pr [Pulse/s]	$p \leq 0.001$	0.10	1314
cl [s]	$p = 0.11$	-0.05	1058
pl [ms]	$p \leq 0.001$	0.18	1418

Die paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests für die Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl) und Pulslänge (pl) in den Kategorien der Ausbildung der Schallblase ergab Eigenständigkeiten in der dominanten Frequenz und den Pulsraten (Tab.8). Die veranschaulichenden Grafiken zu den einzelnen Vergleichen befinden sich im Appendix F).

Arten, die keine Schallblase ( $\bar{x} = 57.1 \pm 71.3$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 47$ ) aufweisen, nutzen signifikant geringere Pulsraten als Arten mit einer internen ( $\bar{x} = 75.2 \pm 88.0$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 358$ ) bzw. externen ( $\bar{x} = 92.9 \pm 104.6$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 422$ ) Schallblase. Die Ergebnisse für den Vergleich der dominanten Frequenzen



in den einzelnen Kategorien zeigten Unabhängigkeiten in allen drei Ausbildungen der Schallblase. Arten ohne Schallblase (SB\_a) erzeugen tiefere dominante Frequenzen ( $\bar{x} = 1.6 \pm 1.1$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 56$ ) als Arten mit externen ( $\bar{x} = 3.3 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 454$ ) oder internen ( $\bar{x} = 2.2 \pm 1.2$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 398$ ) Schallblasen. Arten mit externen Schallblasen (SB\_e) wiederum erzeugen auf den Mittelwert bezogen höhere dominante Frequenzen ( $\bar{x} = 3.3 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 454$ ) als Arten mit internen Schallblasen ( $\bar{x} = 2.2 \pm 1.2$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 398$ ) (SB\_i). Die akustischen Merkmale Frequenzmodulation der Pulse, Ruflängen und Pulslängen werden durch die Ausbildung der Schallblase nicht beeinflusst. Sie zeigen keine signifikanten Unterschiede in Bezug auf ihre beobachteten Mittelwerte in den kategorischen Ausbildungen der Schallblase (Tab. 8).

Tabelle 8: Ergebnisse der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests für die Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) bei unterschiedlichen Ausprägungen der Schallblase (nicht vorhanden (SB\_a), extern (SB\_e), intern (SB\_i)). Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $0.001 \leq p \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) angegeben als Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm$  sd) in den Ausprägungen der Schallblase und der Anzahl der Arten (n) in diesen Ausprägungen.

akustisches Merkmal	Ausbildung der Schallblase		Messwerte				
	SB_a	SB_e		min.	max.	$\bar{x} (\pm \text{sd})$	n
df [kHz]		NA	SB_e	0.4	9.6	3.3 ( $\pm 1.4$ )	454
			SB_i	0.3	6.8	2.2 ( $\pm 1.2$ )	398
			SB_a	0.0	4.7	1.6 ( $\pm 1.1$ )	56
mdf [Hz/ms]		NA	SB_e	0.0	75.2	8.1 ( $\pm 9.9$ )	287
			SB_i	0.0	45.3	8.6 ( $\pm 9.3$ )	272
			SB_a	0.0	73.4	9.5 ( $\pm 13.8$ )	39
pr [Pulse/s]		NA	SB_e	1.0	625.0	92.9 ( $\pm 104.6$ )	422
			SB_i	1.0	588.0	75.2 ( $\pm 88.0$ )	358
			SB_a	0.0	279.2	57.1 ( $\pm 71.3$ )	47
cl [s]		NA	SB_e	0.003	11.2	0.5 ( $\pm 1.0$ )	450
			SB_i	0.006	63.0	0.8 ( $\pm 3.4$ )	388
			SB_a	0.000	4.0	0.5 ( $\pm 0.8$ )	56
pl [ms]		NA	SB_e	1.0	629.9	34.9 ( $\pm 77.0$ )	333
			SB_i	0.7	2136.0	43.1 ( $\pm 157.7$ )	302
			SB_a	0.0	285.3	37.1 ( $\pm 63.5$ )	43

Die statistische Analyse zur Unabhängigkeit der akustischen Merkmale dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl) und Pulslänge (pl) in den verschiedenen vorkommenden Formen der Schallblase mittels paarweiser Wilcoxon-Tests ergab ebenfalls unterschiedliche Ergebnisse (Tab.9). Die erzeugten dominanten Frequenzen (df) waren im Mittel höher bei Arten mit einer einfachen subgularen Schallblase (SB\_s) ( $\bar{x} = 2.9 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 967$ )

als bei Arten mit einer gepaarten subgularen (SB\_ps) ( $\bar{x} = 2.3 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 100$ ), gepaarten lateralen (SB\_pl) ( $\bar{x} = 2.4 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 55$ ) oder bei Arten ohne Schallblase (SB\_a) ( $\bar{x} = 1.6 \pm 1.1$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 56$ ). Zwischen Arten mit einer gepaarten subgularen ( $\bar{x} = 2.3 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 100$ ) und einer gepaarten lateralen ( $\bar{x} = 2.4 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 55$ ) Schallblase konnten allerdings keine Eigenständigkeiten hinsichtlich ihrer erzeugten dominanten Frequenzen ermittelt werden (Tab. 9). Unabhängige Gruppen konnten auch in Bezug auf die erzeugten mittleren Pulsraten ermittelt werden. Arten ohne Schallblase (SB\_a) ( $\bar{x} = 57.1 \pm 71.3$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 47$ ) weisen geringere Pulsraten auf als Arten mit gepaarten lateralen ( $\bar{x} = 94.2 \pm 97.6$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 50$ ) Schallblasen. Es fanden sich aber keine Unterschiede in den Pulsraten zu Arten mit einer gepaarten (SB\_ps) sowie einfachen subgularen Schallblase (SB\_s). Weiterhin weisen Arten mit gepaarten lateralen (SB\_pl) ( $\bar{x} = 94.2 \pm 97.6$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 50$ ) Schallblasen höhere Pulsraten auf als bei gepaart subgularen (SB\_ps) ( $\bar{x} = 62.0 \pm 85.1$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 91$ ) Schallblasen, aber keinen Unterschied in ihren Pulsraten zu Arten mit einfachen subgularen Schallblasen (SB\_s) (Tab. 9). Arten, die eine einfache subgulare (SB\_s) ( $\bar{x} = 82.5 \pm 99.2$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 892$ ) Schallblase entwickelt haben, nutzen höhere Pulsraten als Arten mit gepaarten subgularen Schallblasen (SB\_ps).

Die Pulslängen wiederum zeigten einen Unterschied zwischen Arten mit gepaarten lateralen (SB\_pl) ( $\bar{x} = 13.2 \pm 13.0$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 44$ ) und gepaarten subgularen (SB\_ps) ( $\bar{x} = 37.6 \pm 49.6$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 68$ ) Schallblasen. Arten mit gepaarten lateralen Schallblasen erzeugen kürzere Pulse als Arten mit gepaarten subgularen Schallblasen. Weitere unabhängige Gruppen in der Form der Schallblase hinsichtlich ihrer Pulslänge konnten nicht nachgewiesen werden. Für die akustischen Messwerte Frequenzmodulation der Pulse (mdf) und Ruflängen konnten überhaupt keine Unabhängigkeiten hinsichtlich der Form der Schallblase identifiziert werden.

Tabelle 9: Ergebnisse der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests für die Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) bei unterschiedlicher Form der Schallblase (nicht vorhanden (SB\_a), gepaart lateral (SB\_pl), gepaart subgular (SB\_ps), einfach subgular (SB\_s). Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $0.001 \leq p \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) sind angegeben mit Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm sd$ ) in den Formen der Schallblase und der Anzahl der Arten (n) in diesen Formen.

akustisches Merkmal	Form der Schallblase			Messwerte				
	SB_a	SB_pl	SB_ps		min.	max.	$\bar{x} (\pm sd)$	n (Arten)
df [kHz]		NA	NA	SB_pl	0.4	6.0	2.4 ( $\pm 1.5$ )	55
			NA	SB_ps	0.3	6.9	2.3 ( $\pm 1.4$ )	100
				SB_s	0.3	9.6	2.9 ( $\pm 1.4$ )	967
				SB_a	0.0	4.7	1.6 ( $\pm 1.1$ )	56
mdf [Hz/ms]		NA	NA	SB_pl	0.0	29.2	9.3 ( $\pm 7.9$ )	36
			NA	SB_ps	0.0	75.2	10.4 ( $\pm 12.1$ )	61
				SB_s	0.0	66.3	8.4 ( $\pm 9.9$ )	616
				SB_a	0.0	73.4	9.5 ( $\pm 13.8$ )	39
pr [Pulse/s]		NA	NA	SB_pl	1.0	375.0	94.2 ( $\pm 97.6$ )	50
			NA	SB_ps	1.0	385.0	62.0 ( $\pm 85.1$ )	91
				SB_s	1.0	716.0	82.5 ( $\pm 99.2$ )	892
				SB_a	0.0	279.2	57.1 ( $\pm 71.3$ )	47
cl [s]		NA	NA	SB_pl	0.016	5.6	0.6 ( $\pm 0.9$ )	56
			NA	SB_ps	0.008	4.1	0.4 ( $\pm 0.6$ )	99
				SB_s	0.003	63.0	0.7 ( $\pm 2.3$ )	951
				SB_a	0.000	4.0	0.5 ( $\pm 0.8$ )	56
pl [ms]		NA	NA	SB_pl	1.6	51.9	13.2 ( $\pm 13.0$ )	44
			NA	SB_ps	1.6	204.6	37.6 ( $\pm 49.6$ )	68
				SB_s	0.7	2136.0	43.7 ( $\pm 126.8$ )	705
				SB_a	0.0	285.3	37.1 ( $\pm 63.5$ )	43

In den statistischen Vergleichen zur Eigenständigkeit der gemessenen akustischen Merkmale dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl) und Pulslänge (pl) in den Kategorien der Größe des Tympanums konnte ich folgende unabhängige Gruppen identifizieren. Arten, die kein Tympanum besitzen, erzeugen geringere dominante Frequenzen ( $\bar{x} = 0.8 \pm 1.0$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 6$ ) als Arten, die ein Tympanum unterschiedlicher Größe aufweisen. Die drei unterschiedlichen Größen des Tympanums wiederum wiesen ebenfalls Eigenständigkeiten in Bezug auf die erzeugten dominanten Frequenzen untereinander auf. Arten mit einem halb so großen Tympanum ( $\bar{x} = 2.8 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 542$ ) nutzen dominante Frequenzen, die im Vergleich zu Arten mit einem gleich großen Tympanum ( $\bar{x} = 2.0 \pm 1.1$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 182$ ) im Mittel höher sind und zu Arten

mit einem kleineren Tympanum ( $\bar{x} = 3.6 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 243$ ) tiefer liegen. Eigenständige Gruppen konnten auch in Bezug auf die Mittelwerte der Pulsrate (pr) und der Frequenzmodulation der Pulse (mdf) identifiziert werden. Arten ohne ein Tympanum weisen im Mittel die kleinsten Werte in der Pulsrate ( $\bar{x} = 0.5 \pm 0.6$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 4$ ) und keine Frequenzmodulation der Pulse ( $\bar{x} = 0.0 \pm 0.0$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 4$ ) im Vergleich zu den anderen Größen des Tympanums bei Fröschen auf. Eigenständigkeiten, die aber auf der geringen Anzahl an eingeflossenen Arten beruhen (Tab. 10). Die akustischen Merkmale Ruflänge und Pulslänge zeigten keine Eigenständigkeiten in Kategorien der Größe des Tympanums (Tab. 10).

Tabelle 10: Ergebnisse der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests für die Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) bei unterschiedlichen Größen des Tympanums in Relation zur Größe des Auges (nicht vorhanden (T(n\_v), halb so groß wie das Auge (T(h)), gleich so groß wie das Auge (T(g)), kleiner als die Hälfte des Auges (T(k)). Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $0.001 \leq p \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) sind angegeben mit Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm$  sd) in den Ausprägungen des Tympanums und der Anzahl der Arten (n) in diesen Formen.

akustisches Merkmal	Größe des Tympanums in Relation zur Größe des Auges			Messwerte				
	T(n_v)	T(h)	T(g)		min.	max.	$\bar{x} (\pm \text{sd})$	n
df [kHz]		NA	NA	T(h)	0.4	9.2	$2.8 (\pm 1.4)$	542
			NA	T(g)	0.3	5.6	$2.0 (\pm 1.1)$	182
				T(k)	0.8	9.6	$3.6 (\pm 1.5)$	243
				T(n_v)	0.0	2.6	$0.8 (\pm 1.0)$	6
mdf [Hz/ms]		NA	NA	T(h)	0.0	66.3	$9.1 (\pm 10.7)$	354
			NA	T(g)	0.0	48.3	$10.8 (\pm 12.3)$	120
				T(k)	0.0	75.2	$8.6 (\pm 10.7)$	144
				T(n_v)	0.0	0.0	$0.0 (\pm 0.0)$	4
pr [Pulse/s]		NA	NA	T(h)	1.0	625.0	$75.9 (\pm 93.6)$	495
			NA	T(g)	1.0	407.9	$79.1 (\pm 91.9)$	161
				T(k)	1.0	716.0	$80.5 (\pm 114.0)$	229
				T(n_v)	0.0	1.0	$0.5 (\pm 0.6)$	4
cl [s]		NA	NA	T(h)	0.006	10.6	$0.6 (\pm 1.2)$	537
			NA	T(g)	0.008	7.5	$0.6 (\pm 1.0)$	181
				T(k)	0.004	5.7	$0.5 (\pm 0.8)$	239
				T(n_v)	0.000	0.3	$0.2 (\pm 0.2)$	5
pl [ms]		NA	NA	T(h)	1.0	786.0	$35.5 (\pm 73.9)$	396
			NA	T(g)	1.6	246.3	$25.6 (\pm 45.0)$	133
				T(k)	1.3	452.7	$49.0 (\pm 76.9)$	176
				T(n_v)	0.0	285.3	$98.7 (\pm 136.5)$	5

Eigenständigkeiten der gemessenen akustischen Merkmale konnten auch bei der Sichtbarkeit des Tympanums statistisch identifiziert werden. Arten, deren Tympanum verdeckt ( $\bar{x} = 3.0 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 509$ ) ist, zeichnen sich im statistischen Mittelwert durch höhere dominante Frequenzen aus als Arten mit einem sichtbaren Tympanum ( $\bar{x} = 2.7 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 832$ ) (Tab. 11). Die Abwesenheit eines Tympanums ( $\bar{x} = 0.8 \pm 1.0$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 6$ ) wiederum führt zu tieferen dominanten Frequenzen im Vergleich zu einem sichtbaren oder verdeckten Tympanum. Für die Frequenzmodulation der Pulse ließen sich niedrigere Werte bei einem verdeckten Tympanum ( $\bar{x} = 7.7 \pm 9.4$  Hz/ms,  $n_{\text{Arten}} = 303$ ) nachweisen als bei einem sichtbaren Tympanum ( $\bar{x} = 9.7 \pm 11.3$  Hz/ms,  $n_{\text{Arten}} = 550$ ) (Tab. 11). Arten ohne Tympanum zeigen keine Frequenzmodulation der Pulse im Vergleich zu Arten mit verdecktem oder sichtbarem Tympanum (Tab. 11). Für die Pulsraten ergaben sich ebenfalls Eigenständigkeiten in Bezug auf die Sichtbarkeit des Tympanums. Bei Arten ohne Tympanum ließen deutlich niedrigere Pulsraten auffinden als bei Arten mit einem sichtbaren oder verdeckten Tympanum (Tab. 11). Die Eigenständigkeiten der dominanten Frequenz, der Pulsraten und Frequenzmodulation der Pulse bei Arten ohne Tympanum beruhen aber auf sehr wenigen Arten. Die akustischen Merkmale Ruflänge und Pulslänge zeigten keine Eigenständigkeiten in der Sichtbarkeit des Tympanums (Tab. 11).

Tabelle 11: Ergebnisse der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests für die Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) bei unterschiedliche Sichtbarkeiten des Tympanums (nicht vorhanden (T(n\_v), sichtbar (T (s)) und verdeckt (T (v)). Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $p 0.001 \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) sind angegeben mit Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm sd$ ) in Sichtbarkeit des Tympanums und der Anzahl der Arten (n) in diesen Formen.

akustisches Merkmal	Sichtbarkeit des Tympanums		Messwerte				
	T(n_v)	T(s)		min.	max.	$\bar{x} (\pm sd)$	n
df [kHz]		NA	T(s)	0.3	9.6	2.7 ( $\pm 1.4$ )	832
			T(v)	0.4	9.2	3.0 ( $\pm 1.4$ )	509
			T(n_v)	0.0	2.6	0.8 ( $\pm 1.0$ )	6
mdf [Hz/ms]		NA	T(s)	0.0	73.4	9.7 ( $\pm 11.3$ )	550
			T(v)	0.0	75.2	7.7 ( $\pm 9.4$ )	303
			T(n_v)	0.0	0.0	0.0 ( $\pm 0.0$ )	4
pr [Pulse/s]		NA	T(s)	1.0	716.0	73.4 ( $\pm 94.0$ )	761
			T(v)	1.0	588.0	79.0 ( $\pm 97.1$ )	469
			T(n_v)	0.000	1.0	0.5 ( $\pm 0.6$ )	4
cl [s]		NA	T(s)	0.003	63.0	0.6 ( $\pm 2.4$ )	827
			T(v)	0.007	37.1	0.8 ( $\pm 2.0$ )	495
			T(n_v)	0.000	0.3	0.2 ( $\pm 0.2$ )	5
pl [ms]		NA	T(s)	1.1	786.0	36.8 ( $\pm 71.9$ )	625
			T(v)	0.7	2136.0	51.6 ( $\pm 158.0$ )	359
			T(n_v)	0.0	285.3	99.7 ( $\pm 136.45$ )	5

### 2.3.1.2 Verhalten und akustische Merkmale.

Die statistischen Vergleiche zu den Eigenständigkeiten der in Kapitel 1 gemessenen akustischen Merkmale in den verschiedenen Kategorien des Verhaltens bei der Ruferzeugung ergaben folgende Ergebnisse. In den paarweise durchgeführten Vergleichen zu den Kategorien des Rufuntergrundes ( $E_{\text{pos}}$ ) konnte ich Unabhängigkeiten zwischen der dominanten Frequenz, der Frequenzmodulation der Pulse, der Pulsraten, der Ruflängen und der Pulslängen identifizieren (Tab. 12). Arten, deren Rufposition sich auf der Vegetation ( $\bar{x} = 3.2 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 542$ ) befindet, weisen im Mittelwert höhere dominante Frequenzen auf als Arten die sich in Höhlen auf der Vegetation ( $\bar{x} = 1.7 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 7$ ), schwimmend auf dem Wasser ( $\bar{x} = 1.9 \pm 1.3$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 143$ ), dem Erdboden ( $\bar{x} = 2.5 \pm 1.3$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 284$ ) oder in Erdhöhlen ( $\bar{x} = 2.3 \pm 1.2$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 70$ ) aufhalten. Im Gegensatz dazu nutzen aus der Laubstreu ( $\bar{x} = 3.9 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 123$ ) heraus rufende Arten höhere Frequenzen als Arten, die auf der Vegetation ( $\bar{x} = 3.2 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 542$ ) sitzen. Bei schwimmenden Arten ( $\bar{x} = 1.9 \pm 1.3$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 143$ ) wiederum zeigten sich niedrigere dominante Frequenzen als bei Arten, die in der Laubstreu ( $\bar{x} = 3.9 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 123$ ) oder vom Erdboden ( $\bar{x} = 2.5 \pm 1.3$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 284$ ) rufen. In der Laubstreu ( $\bar{x} = 3.9 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 123$ ) zeigten sich im statistischen Mittel höhere dominante Frequenzen als bei Rufpositionen auf den Erdboden ( $\bar{x} = 2.5 \pm 1.3$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 284$ ) oder in Erdhöhlen ( $\bar{x} = 2.3 \pm 1.2$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 70$ ).

Für die Frequenzmodulation der Pulse ließen sich nur Eigenständigkeiten zwischen der Position auf der Vegetation ( $\bar{x} = 8.4 \pm 10.3$  Hz/ms,  $n_{\text{Arten}} = 313$ ) und der Laubstreu ( $\bar{x} = 13.7 \pm 15.7$  Hz/ms,  $n_{\text{Arten}} = 85$ ), sowie der Laubstreu ( $\bar{x} = 13.7 \pm 15.7$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 85$ ) und auf unbedeckten Erdboden finden ( $\bar{x} = 8.5 \pm 9.5$  Hz/ms,  $n_{\text{Arten}} = 195$ ) (Tab. 12).

Bezogen auf den statistischen Mittelwert zeigten die Pulsraten Unabhängigkeiten im Vergleich zwischen auf der Vegetation sitzend ( $\bar{x} = 81.6 \pm 108.8$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 507$ ), schwimmend ( $\bar{x} = 86.4 \pm 83.7$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 126$ ), in der Laubstreu sitzend ( $\bar{x} = 43.9 \pm 65.4$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 113$ ), auf dem Erdboden ( $\bar{x} = 89.3 \pm 94.5$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 257$ ) und in Erdhöhlen ( $\bar{x} = 32.2 \pm 49.6$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 66$ ). Arten, die auf der Vegetation sitzen um zu rufen, weisen im statistischen Mittel kleinere Pulsraten auf als schwimmende Arten oder auf dem Erdboden rufende Arten. Im Unterschied dazu waren die Pulsraten höher bei Arten, die auf der Vegetation sitzen als bei Arten in der Laubstreu oder in Erdhöhlen. Arten, die sich in Baumhöhlen aufhalten, zeigten keine Eigenständigkeiten in ihren Pulsraten im Vergleich zu den anderen Kategorien des Rufuntergrundes. Schwimmende Arten wiederum nutzen im statistischen Mittel höhere Pulsraten als Arten, die in der Laubstreu oder aus Erdhöhlen rufen. Weiterhin erwiesen sich die Pulsraten aus der Laubstreu herausrufender Arten niedriger als von einfachem Erdboden rufend. Auf dem Erdboden rufende ließen höhere Pulsraten erkennen als Arten, die Erdhöhlen nutzen (Tab. 12). Die Ruflängen unterschieden sich in ihrer Eigenständigkeit zwischen Arten die schwimmen ( $\bar{x} = 0.8 \pm 1.2$  s,  $n_{\text{Arten}} = 113$ ) und auf der Vegetation

sitzend ( $\bar{x} = 0.6 \pm 1.1$  s,  $n_{\text{Arten}} = 537$ ) rufen insofern, dass schwimmende Arten im statistischen Mittel längere Rufe erzeugen. Ebenfalls waren die erzeugten Ruflängen statistisch gesehen länger bei schwimmenden Arten als bei Arten, die in der Laubstreu ( $\bar{x} = 0.4 \pm 0.8$  s,  $n_{\text{Arten}} = 122$ ), auf dem Erdboden ( $\bar{x} = 0.7 \pm 2.4$  s,  $n_{\text{Arten}} = 279$ ) oder in Erdhöhlen sitzen ( $\bar{x} = 0.6 \pm 0.9$  s,  $n_{\text{Arten}} = 67$ ). In der Laubstreu sitzende Arten wiederum nutzen kürzere Rufe als Arten, die auf dem Erdboden sitzen (Tab. 12).

Für die Pulslängen ließen sich ebenfalls Unabhängigkeiten in den Rufuntergründen identifizieren. Die Pulslängen erwiesen sich im statistischen Mittelwert vergrößert bei Arten, die auf der Vegetation sitzen ( $\bar{x} = 45.0 \pm 82.9$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 381$ ) als bei schwimmenden ( $\bar{x} = 29.4 \pm 89.3$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 111$ ) und auf dem Erdboden sitzenden Arten ( $\bar{x} = 43.7 \pm 182.2$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 217$ ). Sie waren aber im Gegenzug verringert bei auf der Vegetation sitzenden Arten als bei Baumhöhlen ( $\bar{x} = 81.7 \pm 75.5$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 7$ ) nutzenden, in der Laubstreu sitzenden oder Erdhöhlen ( $\bar{x} = 52.1 \pm 63.0$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 52$ ) nutzende Arten. Arten, die aus Baumhöhlen heraussufen, zeigten wiederum verlängerte Pulse im Vergleich zu schwimmenden und am Erdboden sitzenden Arten. Weiterhin waren die Pulslängen vergrößert, wenn schwimmend gerufen wird als bei einer Ruferzeugung in der Laubstreu oder in Erdhöhlen. In der Laubstreu rufende Arten ließen im statistischen Mittel kürzere Pulslängen erkennen, als bei auf unbedeckten Erdboden rufenden Arten der Fall war. Aus Erdhöhlen heraussufende Arten wiederum wiesen verlängerte Pulslängen auf im Vergleich zu Arten, die auf unbedecktem Erdboden rufen (Tab. 12).








Tabelle 12: Ergebnisse der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests für die Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) bei unterschiedlichem Rufuntergrund (Epos). Arten rufen auf der Vegetation (atV), auf Vegetation in Höhlen (atVc), schwimmend auf dem Wasser (sw), im Laubstreu (ls), auf dem Erdboden (e) oder auf dem Erdboden aus Höhlen (ec). Die Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $0.001 \leq p \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) sind angegeben mit Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm sd$ ) in den Rufuntergründen und der Anzahl der Arten (n) in diesen Formen.

akustisches Merkmal	Rufuntergrund (E <sub>pos</sub> )					Messwerte				
	atV	atVc	sw	ls	e		min.	max.	$\bar{x}$ ( ± sd)	n
df [kHz]		NA	NA	NA	NA	atVc	0.8	5.6	1.7 ( ± 1.5)	9
			NA	NA	NA	sw	0.0	6.7	1.9 ( ± 1.3)	143
				NA	NA	ls	0.9	8.3	3.9 ( ± 1.5)	123
					NA	e	0.3	6.9	2.5 ( ± 1.3)	284
						sc	0.4	5.1	(2.3 ( ± 1.2)	70
						atV	0.6	9.6	3.2 ( ± 1.4)	542
mdf [Hz/ms]		NA	NA	NA	NA	atVc	0.4	6.4	3.4 ( ± 2.6)	6
			NA	NA	NA	sw	0.0	43.1	8.7 ( ± 9.6)	100
				NA	NA	ls	0.0	73.4	13.7 ( ± 15.7)	85
					NA	e	0.0	48.1	8.5 ( ± 9.5)	195
						ec	0.0	43.6	8.4 ( ± 10.8)	46
						atV	0.0	75.2	8.4 ( ± 10.3)	313
pr [Pulse/s]		NA	NA	NA	NA	atVc	1.0	167.2	48.7 ( ± 67.2)	9
			NA	NA	NA	sw	0.0	388.0	86.4 ( ± 83.7)	126
				NA	NA	ls	1.0	279.2	43.9 ( ± 65.4)	113
					NA	e	1.0	588.0	89.3 ( ± 94.5)	257
						ec	1.0	209.0	32.2 ( ± 49.6)	66
						atV	1.0	625.0	81.6 ( ± 108.8)	507
cl [ms]		NA	NA	NA	NA	atVc	0.061	0.7	0.3 ( ± 0.2)	9
			NA	NA	NA	sw	0.000	7.5	0.8 ( ± 1.2)	138
				NA	NA	ls	0.009	6.0	0.4 ( ± 0.8)	122
					NA	e	0.008	37.1	0.7 ( ± 2.4)	279
						ec	0.010	4.4	0.6 ( ± 0.9)	67
						atV	0.003	11.1	0.6 ( ± 1.1)	537
pl [ms]		NA	NA	NA	NA	atVc	8.1	234.2	81.7 ( ± 75.5)	7
			NA	NA	NA	sw	0.0	629.9	29.4 ( ± 89.3)	111
				NA	NA	lsl	2.0	327.0	46.3 ( ± 68.3)	98
					NA	e	0.7	2136.0	43.7 ( ± 182.2)	217
						ec	3.6	248.0	52.1 ( ± 63.0)	52
						atV	1.0	786.0	45.0 ( ± 82.9)	381

Die durchgeführten Wilcoxon-Tests zum Identifizieren von Eigenständigkeiten der gemessenen akustischen Merkmale in Bezug auf die Position gegenüber Wasserflächen (Wpos) ergaben Unterschiede in dominanten Frequenz, der Pulsraten, und der Pulslänge (Tab. 13). Arten, die ihre Rufe am, auf oder im Wasser ( $\bar{x} = 2.7 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 884$ ) erzeugen, zeigten höhere dominante Frequenzen als Arten die entfernt von Wasserflächen rufen ( $\bar{x} = 3.2 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 281$ ). Sie haben auch höhere Pulsraten ( $\bar{x} = 87.8 \pm 98.8$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 804$ ) als Arten, die nicht in der Nähe von Wasserflächen rufen ( $\bar{x} = 50.0 \pm 84.1$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 267$ ). Die Ruflängen wiederum sind im statistischen Mittel ähnlich zwischen Arten, die entfernt vom Wasserflächen rufen und Arten, die am, auf bzw. im Wasser sitzen. Entfernt von Wasserflächen sitzende Arten ( $\bar{x} = 72.5 \pm 191.9$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 219$ ) wiederum erzeugen statistisch gesehen längere Pulse als Arten, die sich auf oder nahe einer Wasserfläche befinden ( $\bar{x} = 33.1 \pm 73.5$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 644$ ). Die Frequenzmodulation der Pulse wiederum zeigte keine statistischen Unterschiede in den beiden Kategorien.

Tabelle 13: Ergebnisse der durchgeführten Wilcoxon-Tests auf Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) von unterschiedlichen Distanzen zum Wasser (Wpos). Arten sitzen zum Rufen am, auf oder im Wasser (atW) oder entfernt vom Wasser (aW). Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $0.001 \leq p \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) sind angegeben mit Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm$  sd) bei den verschiedenen Distanzen zum Gewässer und der Anzahl der Arten (n) in diesen Formen.

akustisches Merkmal	Rufdistanz zum Wasser (W <sub>pos</sub> )			Messwerte			
		Signifikanz (p)		min.	max.	mean ( ± sd)	n
df [kHz]		W = 96954	aW	0.5	7.2	3.2 ( ± 1.4)	281
			atW	0.0	9.6	2.7 ( ± 1.5)	884
mdf [Hz/ms]		W = 55118	aW	0.0	73.4	9.3 ( ± 12.7)	190
			atW	0.0	75.2	8.7 ( ± 9.9)	560
pr [Pulse/s]		W = 142400	aW	1.0	414.1	50.0 ( ± 84.1)	267
			atW	0.0	625.0	87.8 ( ± 98.8)	804
cl [s]		W = 132630	aW	0.003	10.6	0.7 ( ± 1.4)	280
			atW	0.000	63.0	0.7 ( ± 2.7)	866
pl [ms]		W = 49422	aW	1.6	2136.0	72.5 ( ± 191.9)	219
			atW	0.0	692.4	33.1 ( ± 73.5)	644

In der statistischen Analyse mittels gepaarten Wilcoxon-Tests auf Unabhängigkeiten der gemessenen akustischen Merkmale von der Höhe der Rufposition konnte ich folgende Ergebnisse erzielen (Tab. 14). Es stellte sich heraus, dass nur Eigenständigkeiten in der dominanten Frequenz bezüglich der Höhe der Rufposition vorkommen. Arten, die ihre Rufe in den Baumwipfeln ( $\bar{x} = 2.2 \pm 1.1$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 19$ ) abgeben, nutzen aus statistischer Sicht tiefere dominante Frequenzen als Arten, die im Unterholz rufen

( $\bar{x} = 3.2 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 182$ ). Ein Unterschied zwischen bodennah rufenden Arten und Arten die in den Baumwipfeln rufen, konnte ich nicht feststellen. Allerdings verwendeten Arten, die im Unterholz rufen höhere dominante Frequenzen als bodennah rufende Arten ( $\bar{x} = 2.8 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 943$ ). Die restlichen akustischen Merkmale aus Kapitel 1 zeigten keine Eigenständigkeiten in den Kategorien der Höhe der Rufposition.

Tabelle 14: Ergebnisse der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests auf Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) von der unterschiedlichen Höhe der Rufposition. Die Rufposition befindet dabei sich in nahe des Bodens (G), im Unterholz (U) oder in den Baumwipfeln (C). Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $0.001 \leq p \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) sind angegeben mit Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm$  sd) in den unterschiedlichen Höhen der Rufwarte und der Anzahl der Arten (n) in diesen Formen.

akustisches Merkmal	Höhe der Rufposition (H)			Messwerte			
	C	G		min.	max.	mean ( $\pm$ sd)	n
df [kHz]		NA	G	0.0	3.8	2.8 ( $\pm$ 1.5)	943
			U	0.7	7.3	3.2 ( $\pm$ 1.4)	310
			C	0.9	5.2	2.2 ( $\pm$ 1.1)	19
mdf [Hz/ms]		NA	G	0.0	73.4	9.6 ( $\pm$ 11.0)	613
			U	0.0	74.9	7.8 ( $\pm$ 10.1)	182
			C	0.0	35.1	8.6 ( $\pm$ 11.2)	10
pr [Pulse/s]		NA	G	0.0	625.0	76.6 ( $\pm$ 94.7)	855
			U	1.0	485.7	74.2 ( $\pm$ 92.7)	296
			C	1.0	219.9	53.4 ( $\pm$ 75.9)	17
cl [s]		NA	G	0.000	63.0	0.7 ( $\pm$ 2.6)	927
			U	0.003	10.6	0.5 ( $\pm$ 1.1)	306
			C	0.008	8.0	0.8 ( $\pm$ 1.8)	19
pl [ms]		NA	G	0.0	2136.0	40.9 ( $\pm$ 119.3)	704
			U	1.0	785.6	49.9 ( $\pm$ 93.5)	220
			C	3.0	180.0	39.2 ( $\pm$ 56.0)	13

Vergleiche zu Eigenständigkeiten der gemessenen akustischen Merkmale in Bezug auf die jeweilige Rufzeit der Arten lieferten Unabhängigkeiten in der dominanten Frequenz, der Frequenzmodulation der Pulse, in den Pulsraten und der Ruflänge (Tab. 15). Die Pulsängen zeigten keine Eigenständigkeiten in den Kategorien der Rufzeit. Aus statistischer Sicht weisen Arten, die ganztägig ( $\bar{x} = 2.7 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 115$ ) ihren Ruf erzeugen, im Mittel kleinere dominante Frequenzen auf als Arten, die nur tagsüber ( $\bar{x} = 4.0 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 172$ ) ihren Ruf absetzen. Nachtaktive Arten ( $\bar{x} = 2.7 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 822$ ) verwenden ebenfalls geringere Frequenzen als tagaktive Arten. Einen Unterschied zwischen

ganztägig und nur nachts rufenden Arten konnte ich bezüglich der dominanten Frequenz nicht feststellen.

Die Frequenzmodulation der Pulse wiederum ist für ganztagig rufende Arten ( $\bar{x} = 7.3 \pm 10.4$  Hz/ms,  $n_{\text{Arten}} = 93$ ) kleiner als für tagaktive Arten ( $\bar{x} = 11.6 \pm 12.9$  Hz/ms,  $n_{\text{Arten}} = 120$ ). Ebenfalls im statistischen Mittel kleinere Frequenzmodulationen der Pulse konnte ich bei nachtaktiven ( $\bar{x} = 8.4 \pm 10.5$  Hz/ms,  $n_{\text{Arten}} = 494$ ) gegenüber tagaktiven Arten feststellen. Zwischen ganztagig rufenden Arten und nachaktiven Arten konnte ich in den Frequenzmodulationen der Pulse keine Unabhängigkeiten finden. Die Pulsraten erweisen sich in dieser Analyse aus statistischer Sicht bei ganztagig aktiven Arten als verringert ( $\bar{x} = 78.3 \pm 101.4$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 107$ ) gegenüber nur tagaktiven Froscharten ( $\bar{x} = 51.6 \pm 80.4$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 156$ ), während nachtaktive Arten größere Pulsraten ( $\bar{x} = 79.1 \pm 100.6$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 760$ ) aufwiesen als tagaktive Arten. Zwischen ganztagigen und nachtaktiven Arten konnten in Bezug auf ihre Pulsraten keine Unterschiede identifiziert werden. Der Vergleich zwischen nachtaktiven ( $\bar{x} = 0.6 \pm 1.2$  s,  $n_{\text{Arten}} = 810$ ) und tagaktiven ( $\bar{x} = 0.5 \pm 1.0$  s,  $n_{\text{Arten}} = 168$ ) Arten zeigte zudem aus statistischer Sicht im Mittel verlängerte Rufe in nachtaktiven Fröschen. Die Pulslängen zeigten keine Eigenständigkeiten in den Kategorien der Rufzeit.

Tabelle 15: Ergebnisse der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests auf Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) bei unterschiedlichen Rufzeiten (Rz), ganztägig (Rz (g)), nachts (Rz (n)) oder nur tagsüber (Rz (t)). Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $0.001 < p \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) sind angegeben mit Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm sd$ ) in den verschiedenen Rufzeiten und der Anzahl der Arten (n) in diesen Formen.

akustisches Merkmal	Rufzeit (Rz)		Messwerte				
	Rz (g)	Rz (t)		min.	max.	mean ( $\pm sd$ )	n
df [kHz]		NA	Rz (t)	0.3	8.3	4.0 ( $\pm 1.4$ )	172
			Rz (n)	0.0	9.6	2.7 ( $\pm 1.4$ )	822
			Rz (g)	0.3	6.9	2.7 ( $\pm 1.4$ )	115
mdf [Hz/ms]		NA	Rz (t)	0.0	66.3	11.6 ( $\pm 12.9$ )	120
			Rz (n)	0.0	75.2	8.4 ( $\pm 10.5$ )	494
			Rz (g)	0.0	73.4	7.3 ( $\pm 10.4$ )	93
pr [Pulse/s]		NA	Rz (t)	1.0	385.0	51.6 ( $\pm 80.4$ )	156
			Rz (n)	0.0	625.0	79.1 ( $\pm 100.6$ )	760
			Rz (g)	1.0	716.0	78.3 ( $\pm 101.4$ )	107
cl [s]		NA	Rz (t)	0.009	8.8	0.5 ( $\pm 1.0$ )	168
			Rz (n)	0.000	11.1	0.6 ( $\pm 1.2$ )	810
			Rz (g)	0.008	63.0	1.0 ( $\pm 6.0$ )	114
pl [ms]		NA	Rz (t)	2.1	312.6	36.5 ( $\pm 55.2$ )	134
			Rz (n)	0.0	2136.0	47.0 ( $\pm 121.2$ )	591
			Rz (g)	1.6	1453.0	57.6 ( $\pm 161.9$ )	99

### 2.3.1.3 Lebensraum und akustischen Merkmale.

Auch für Parameter des Habitats und der genutzten Laichgewässer konnte ich Zusammenhänge mit den gemessenen akustischen Merkmalen identifizieren. Die paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests ergaben Eigenständigkeiten der dominanten Frequenz, der Pulsraten, der Ruflängen und der Pulslängen in bestimmten Habitaten (Tab. 16). Waldarten ( $\bar{x} = 3.0 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 763$ ) nutzen im statistischen Mittel höhere dominante Frequenzen. Im Vergleich nutzen Arten, die nur in offenen Gebieten ( $\bar{x} = 2.6 \pm 1.3$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 225$ ) oder im Wald bzw. offenen Gebieten ( $\bar{x} = 2.4 \pm 1.3$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 341$ ) vorkommen, niedrigere Frequenzen. Froscharten in rein offenen Gebieten nutzen ebenfalls höhere Frequenzen als Arten, die sowohl in offenem Gebiet als auch im Wald vorkommen. Die Pulsraten erwiesen sich für Waldarten ( $\bar{x} = 64.9 \pm 85.8$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 696$ ) niedriger als für Arten aus rein offenen Gebieten ( $\bar{x} = 95.1 \pm 108.9$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 209$ ) und Arten, die in beiden Gebieten ( $\bar{x} = 88.5 \pm 106.9$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 310$ ) vorkommen. Unterschiede in Bezug auf die Pulsraten zwischen Froscharten aus rein offenen Gebieten und in beiden vorkommenden Gebieten (Wald oder offenes

Gebiet) ließen sich hierbei nicht feststellen. Arten aus rein offenen Gebieten ( $\bar{x} = 0.9 \pm 2.7$  s,  $n_{\text{Arten}} = 222$ ) wiederum zeigten vergrößerte Ruflängen als Waldarten ( $\bar{x} = 0.6 \pm 2.5$  s,  $n_{\text{Arten}} = 750$ ). Unterschiede bezüglich ihrer Ruflängen zu Arten, die sowohl in offenen als auch bewaldeten Gebieten vorkommen, konnte ich nicht feststellen. Ein umgekehrtes Bild ergab sich bei dem Vergleich der Pulslängen in den drei verschiedenen Lebensräumen. Hier nutzen Arten aus offenen Gebieten ( $\bar{x} = 36.4 \pm 174.8$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 159$ ) kürzere Pulse als Arten aus bewaldeten Gebieten ( $\bar{x} = 42.4 \pm 76.6$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 553$ ). Einen Unterschied in Bezug auf die Pulslängen zu Arten, die in offenen bzw. bewaldeten Gebiete vorkommen, konnte ich hier ebenfalls nicht identifizieren. Für die Frequenzmodulation der Pulse konnte ich keine Eigenständigkeiten im Vergleich der drei Lebensraumkategorien nachweisen.

Tabelle 16: Ergebnisse der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests auf Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) von den unterschiedlichen Lebensräumen, Wald (W), offene Gebiete (oG) oder Wald bzw. offene Gebiete (W/oG). Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $0.001 \leq p \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) sind angegeben mit Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm$  sd) in den verschiedenen Lebensräumen und der Anzahl der Arten (n) in diesen Formen.

akustisches Merkmal	Lebensraum		Messwerte				
	W/oG	W		min.	max.	mean ( $\pm$ sd)	n (Arten)
df [kHz]		NA	W	0.0	9.6	3.0 ( $\pm$ 1.5)	763
			oG	0.3	7.3	2.6 ( $\pm$ 1.3)	225
	W/oG			0.3	9.2	2.4 ( $\pm$ 1.3)	341
mdf [Hz/ms]		NA	W	0.0	75.2	9.5 ( $\pm$ 11.3)	481
			oG	0.0	43.1	7.6 ( $\pm$ 8.9)	136
	W/oG			0.0	48.3	8.4 ( $\pm$ 9.6)	259
pr [Pulse/s]		NA	W	0.0	716.0	64.9 ( $\pm$ 85.8)	696
			oG	1.0	588.0	95.1 ( $\pm$ 108.9)	209
	W/oG			1.0	625.0	88.5 ( $\pm$ 106.9)	310
cl [s]		NA	W	0.000	63.0	0.6 ( $\pm$ 2.5)	750
			oG	0.009	37.1	0.9 ( $\pm$ 2.7)	222
	W/oG			0.007	11.2	0.6 ( $\pm$ 1.2)	334
pl [ms]		NA	W	0.0	786.0	42.4 ( $\pm$ 76.6)	553
			oG	0.7	2136.0	36.4 ( $\pm$ 174.8)	159
	W/oG			1.0	1453.0	42.5 ( $\pm$ 119.6)	280

Die vergleichende Analyse der Laichgewässer hinsichtlich der gemessenen akustischen Parameter ergab folgende Unabhängigkeiten. Arten die an fließenden oder stehenden Gewässern ( $\bar{x} = 2.2 \pm 1.3$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 248$ ) rufen, nutzen aus statistischer Sicht kleinere Frequenzen. Im Gegensatz dazu stehen Arten die nur an fließenden ( $\bar{x} = 3.2 \pm 1.5$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 319$ ), stehenden ( $\bar{x} = 2.7 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 486$ )

oder unabhängig von Gewässern ( $\bar{x} = 3.1 \pm 1.4$  kHz,  $n_{\text{Arten}} = 256$ ) rufen. Diese nutzen im Vergleich höhere Frequenzen. Gewässerunabhängige Arten nutzen ebenfalls statistisch gesehen hohe Frequenzen gegenüber Arten, die an stehenden Gewässern rufen. Arten, die an fließenden Gewässern rufen, zeigen keinen Unterschied in den genutzten Frequenzen zu den Frequenzen der gewässerunabhängigen Arten. An ruhenden Gewässern lassen Froscharten im Vergleich zu solchen, die an fließenden Gewässern rufen, die Nutzung geringerer Frequenzen erkennen.

Die Vergleiche der Pulsraten erbrachten einen Unterschied zwischen Arten an fließenden Gewässern ( $\bar{x} = 58.8 \pm 86.3$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 291$ ) und Fröschen, die sowohl an ruhenden als auch fließenden Gewässern ( $\bar{x} = 86.8 \pm 88.6$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 223$ ) rufen. In diesem Fall wiesen die Arten an fließenden Gewässern geringere Pulsraten auf. Weiterhin unterschieden sich die Froscharten von stehenden bzw. fließenden Gewässern von gewässerunabhängigen Arten ( $\bar{x} = 49.0 \pm 86.3$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 240$ ). Gewässerunabhängige Arten nutzen aus statistischer Sicht geringere Pulsraten. Zwischen Arten, die nur an ruhenden Gewässern rufen ( $\bar{x} = 97.4 \pm 106.8$  Pulse/s,  $n_{\text{Arten}} = 443$ ) und gewässerunabhängigen Fröschen konnte ich ebenfalls einen Unterschied feststellen. Die Pulsraten der gewässerunabhängigen Arten erwiesen sich als geringer. Arten, die nur an fließenden Gewässern rufen, zeichnen sich gegenüber gewässerunabhängigen Arten durch erhöhte Pulsraten aus.

Als letztes ließ sich ein Unterschied der Pulsraten zwischen fließenden und stehenden Gewässern ausmachen. Im Vergleich zwischen den beiden Kategorien nutzen Arten an ruhenden Gewässern höhere Pulsraten.

Unterschiede in den Ruflängen ergaben sich im Vergleich zwischen den Kategorien der gewässerunabhängigen Arten ( $\bar{x} = 0.6 \pm 1.3$  s,  $n_{\text{Arten}} = 254$ ) und Froscharten an ruhenden Gewässern ( $\bar{x} = 0.8 \pm 3.5$  s,  $n_{\text{Arten}} = 474$ ), sowie Arten von fließenden Gewässern ( $\bar{x} = 0.5 \pm 0.9$  s,  $n_{\text{Arten}} = 315$ ). Gewässerunabhängige Arten neigen dazu, kürzere Rufe zu verwenden als Arten an ruhenden Gewässern. Froscharten, die ihre Rufe an fließenden Gewässern erzeugen, machen ebenfalls kürzere Rufe als Arten an ruhenden Gewässern. Die Ergebnisse des statistischen Vergleichs der Pulslängen in den Kategorien der Laichgewässer zeigten Eigenständigkeiten von Froscharten an fließenden Gewässern ( $\bar{x} = 47.9 \pm 79.0$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 234$ ), stehenden Gewässern ( $\bar{x} = 28.8 \pm 73.8$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 352$ ) und Arten, die an beiden Gewässertypen ( $\bar{x} = 22.4 \pm 43.2$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 189$ ) rufen, sowie zu gewässerunabhängigen Arten ( $\bar{x} = 71.7 \pm 196.3$  ms,  $n_{\text{Arten}} = 207$ ). Frösche, die sowohl an ruhenden als auch fließenden Gewässern rufen, nutzen kurze Pulse. Im Gegensatz dazu stehen die Pulslängen von Arten, die an fließenden Gewässern oder gewässerunabhängig rufen. Deren Pulse sind im statistischen Vergleich länger. Ein Unterschied in den Pulslängen lässt sich auch zwischen Arten an ruhenden Gewässern und gewässerunabhängigen Arten erkennen. Gewässerunabhängige Frösche erzeugen längere Pulse. Weiterhin lässt sich auch eine Eigenständigkeit der Pulslängen zwischen stehenden und fließenden Gewässern ausmachen. Arten, die an fließenden Gewässern rufen, nutzen kürzere Pulse.

Unterschiede in der Frequenzmodulation der Pulse ließen sich in den vier Kategorien der Laichgewässer nicht finden (Tab. 17).

Tabelle 17: Ergebnisse der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Tests auf Unabhängigkeit der gemessenen akustischen Merkmale (dominante Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl)) von der Nutzung unterschiedlicher Laichgewässer (Lg). Arten nutzten eher ruhende Gewässer (Lg (s), fließende Gewässer (Lg (f), ruhende sowie fließende Gewässer (Lg (s/f) oder sind vom Wasser unabhängig (Lg (t)). Signifikanzniveaus der paarweisen Vergleiche sind als Farbcode angegeben (grün entspricht  $p \leq 0.001$ , gelb entspricht  $p 0.001 \leq 0.05$ , rot entspricht  $p > 0.05$ ). Messwerte der dominanten Frequenz (df), Frequenzmodulation der Pulse (mdf), Pulsrate (pr), Ruflänge (cl), Pulslänge (pl) sind angegeben mit Minimum (min.), Maximum (max) und Mittelwert ( $\bar{x}$ ) mit deren Standardabweichung ( $\pm$  sd) an den verschiedenen Laichgewässern und der Anzahl der Arten (n) in diesen Formen.

akustisches Merkmal	Laichgewässer (Lg)			Messwerte				
	Lg (s/f)	Lg (t)	Lg (s)		min.	max.	mean ( $\pm$ sd)	n (Arten)
df [kHz]		NA	NA	Lg (t)	0.5	8.3	3.1 ( $\pm$ 1.4)	256
			NA	Lg (s)	0.3	9.6	2.7 ( $\pm$ 1.4)	486
				Lg (f)	0.0	8.1	3.2 ( $\pm$ 1.5)	319
	Lg (s/f)				0.0	5.9	2.2 ( $\pm$ 1.3)	248
mdf [Hz/ms]		NA	NA	Lg (t)	0.0	73.4	8.9 ( $\pm$ 12.8)	183
			NA	Lg (s)	0.0	48.1	9.1 ( $\pm$ 9.8)	321
				Lg (f)	0.0	75.2	9.1 ( $\pm$ 10.7)	190
	Lg (s/f)				0.0	43.6	8.3 ( $\pm$ 8.8)	177
pr [Pulse/s]		NA	NA	Lg (t)	1.0	451.6	49.0 ( $\pm$ 86.3)	240
			NA	Lg (s)	1.0	588.0	97.4 ( $\pm$ 106.8)	443
				Lg (f)	0.0	716.0	58.8 ( $\pm$ 86.3)	291
	Lg (s/f)				0.0	625.0	86.8 ( $\pm$ 88.6)	223
cl [s]		NA	NA	Lg (t)	0.003	10.6	0.6 ( $\pm$ 1.3)	254
			NA	Lg (s)	0.007	63.0	0.8 ( $\pm$ 3.5)	474
				Lg (f)	0.000	8.8	0.5 ( $\pm$ 0.9)	315
	Lg (s/f)				0.000	7.5	0.6 ( $\pm$ 1.1)	244
pl [ms]		NA	NA	Lg (t)	1.4	2136.0	71.7 ( $\pm$ 196.3)	207
			NA	Lg (s)	0.7	692.4	28.8 ( $\pm$ 73.8)	352
				Lg (f)	0.0	529.5	47.9 ( $\pm$ 79.0)	234
	Lg (s/f)				0.0	285.3	22.4 ( $\pm$ 43.2)	189



### 2.3.2 Multivariater Zusammenhang von Morphologie, Verhalten und Lebensraum mit den akustischen Merkmalen.

Die Korrespondenzanalysen zur Abhängigkeit der in Kapitel 1 ermittelten Gilden der Anzeigerufe von der Morphologie, dem Verhalten und dem Lebensraum brachten unterschiedliche Ergebnisse. Die Analyse der Gilden mit den morphologischen Merkmalen zeigte, basierend auf den absoluten Häufigkeiten (Tab. 18), einen Bezug der Gilden zu morphologischen Merkmalen ( $\chi^2 = 608.5$ ,  $p \leq 0.001$ ,  $n_{\text{Arten}} = 590$ ). Der Zusammenhang ergab sich aus der kleinen Anzahl an Arten ohne Kommunikation (Gilde Z) und der Abwesenheit eines Tympanums sowie der Abwesenheit einer Schallblase (Abb. 19). Die Korrespondenzanalyse zeigt, dass die ersten beiden Dimensionen 94.4% der gesamten Varianz der Häufigkeit der Rufgilden in den morphologischen Eigenschaften erklären (Abb. 8). Dabei bietet bereits die erste Dimension eine Erklärung für 89.6% der Varianz und beschreibt nur die Fähigkeit zur akustischen Kommunikation (Abb. 19). Daher kann angenommen werden, dass die Rufgilden in diesem Fall nicht von den von mir erhobenen morphologischen Eigenschaften abhängen.

Tabelle 18: Absolute Häufigkeiten der Anzeigerufgilden ( $n_{\text{Arten}} = 590$ ) aus Kapitel 1 in den erhobenen morphologischen Merkmalen: nicht vorhandene Schallblase (SB\_a), externe Schallblase (SB\_e), interne Schallblase (SB\_i), einfache subgulare Schallblase (SB\_s), gepaarte subgulare Schallblase (SB\_ps), gepaarte laterale Schallblase (SB\_pl), nicht vorhandenes Tympanum (T(n\_v)), halb so großes Tympanum (T(h)) in Relation zur Größe des Auges, kleineres Tympanum (T(k)) bezogen auf die Hälfte der Augengröße, gleich großes Tympanum (T(g)) in Relation zu Augengröße, sichtbares Tympanum (T(s)) oder verdecktes Tympanum (T(v)).

morphologisches Merkmal / Gilde	SB_a	SB_e	SB_i	SB_pl	SB_ps	SB_s	T (n_v)	T (h)	T (g)	T (k)	T (s)	T (v)
A	9	35	37	2	9	61	2	42	14	23	59	20
B	3	15	25	2	13	25	0	25	8	10	38	5
C	8	80	71	12	19	120	0	86	38	35	131	28
D	2	60	33	9	13	71	0	59	17	19	71	24
E	4	35	31	3	8	55	1	37	12	20	50	19
F	1	8	5	2	1	10	0	4	3	7	11	3
G	3	40	35	6	7	62	0	43	17	18	58	20
H	0	29	19	5	2	41	0	24	15	9	41	7
Z	2	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0

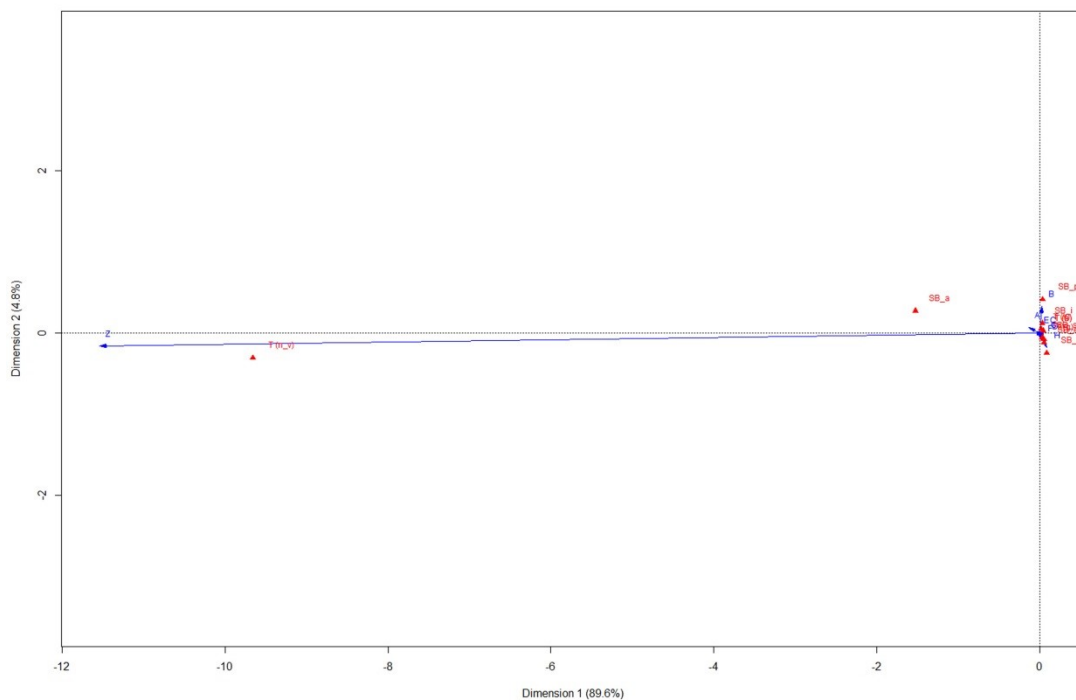


Abbildung 19: Darstellung der ersten beiden Dimensionen der Korrespondenzanalyse der Gilde der Anzeigerufe (n = 590) im Zusammenhang mit den verschiedenen morphologischen Eigenschaften (rote Dreiecke), nicht vorhandene Schallblase (SB\_a), externe Schallblase (SB\_e) interne Schallblase (SB\_i), einfache subgulare Schallblase (SB\_s), gepaarte subgulare Schallblase (SB\_ps), gepaarte laterale Schallblase (SB\_pl), nicht vorhandenes Tympanum (T(n\_v)), halb so großes Tympanum (T(h)) in Relation zur Größe des Auges, kleineres Tympanum (T(k)) bezogen auf die Hälfte der Augengröße, gleich großes Tympanum (T(g)) in Relation zu Augengröße, sichtbares Tympanum (T(s)) oder verdecktes Tympanum (T(v)). Beide Dimensionen erklären 94,4% der gesamten Varianz in den Häufigkeiten der einzelnen Gilden. Die X-Achse (Dimension 1) zeigt den Zusammenhang zwischen der Komplexität der Gilden und vorhandener akustischer Kommunikation. Die Y-Achse (Dimension 2) spiegelt keine Zusammenhänge der Ausprägung der Gilden und den morphologischen Eigenschaften der Frösche wider. Die Länge der blauen Pfeile markiert die Stärke des jeweiligen Zusammenhangs.

Die Korrespondenzanalyse der Rufgilden mit dem Verhalten der Arten bei der Rufabgabe ergab folgende Ergebnisse. Die Gilden zeigen einen Bezug zu den erhobenen Verhaltensparametern ( $\chi^2 = 226.9$ ,  $p \leq 0.001$ ,  $n_{\text{Arten}} = 795$ ). Frequenzmodulierte einfache Anzeigerufe (Gilde B) treten bei tagaktiven Arten häufiger auf und ihre Rufe vom Wasser entfernt, in der Laubstreu oder in Erdhöhlen erzeugen. Rufe der Gilde C, E und F (siehe Kapitel 1) treten vermehrt auf, wenn die Arten ihre Rufe auf unbedeckten Erdboden oder schwimmend erzeugen (Tab. 19). Die ersten beiden Dimensionen der Korrespondenzanalyse erklären 73.1% der vorliegenden Varianz der Häufigkeiten der Rufgilden in erhobenen Verhaltensmustern (Abb. 20). Die erste Dimension (53.8%) verdeutlicht die Verteilung der Rufgilden im Verhältnis zur Verstecktheit und Ortbarkeit des Rufenden in horizontaler Ausrichtung. Die zweite Dimension (19.3%) zeigt die Verteilung der Rufgilden im Verhältnis zur Verstecktheit und Ortbarkeit des Rufenden in vertikaler Ausrichtung. Arten, die am Boden und versteckt sitzen, neigen zu frequenzmodulierten einfachen Rufen. Im Gegensatz zu Arten, die auf der Vegetation oder schwimmend rufen, eher gepulste, komplexere Rufen abgeben (Abb. 20).

Tabelle 19: Absolute Häufigkeit der Anzeigerufgilden ( $n_{\text{Arten}} = 795$ ), aus Kapitel 1, bei den verschiedenen Rufpositionen und -zeiten, schwimmend (sw), in der Laubstreu sitzend (ls), sitzend auf unbedeckten Erdboden (e), in Erdhöhlen (ec), auf der Vegetation (atV), in Baumhöhlen (atVc), am Gewässer (atw), vom Gewässer entfernt (aw), im Kronendach sitzend (C), im Unterholz (U), am Boden oder in Bodennähe sitzend (G), ganztägig aktiv (Rz (g)), nachtaktive (Rz (n)) oder tagaktiv (Rz (t)).

Verhaltensmerkmal / Gilde	sw	ls	e	ec	atV	atVc	aw	atw	C	G	U	Rz (g)	Rz (t)	Rz (n)
A	3	7	8	9	50	2	33	46	2	43	34	7	7	65
B	6	33	17	19	51	3	57	72	1	97	31	16	30	83
C	31	16	66	14	112	2	56	185	10	169	62	24	23	194
D	18	14	33	9	86	0	27	133	0	103	57	14	25	121
E	7	2	7	3	23	0	12	30	1	26	15	7	2	33
F	2	0	2	0	7	0	1	10	0	11	0	0	1	10
G	1	4	13	2	39	0	6	53	0	37	22	0	8	51
H	2	3	1	0	17	0	7	16	0	14	9	2	3	18
Z	1	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	1

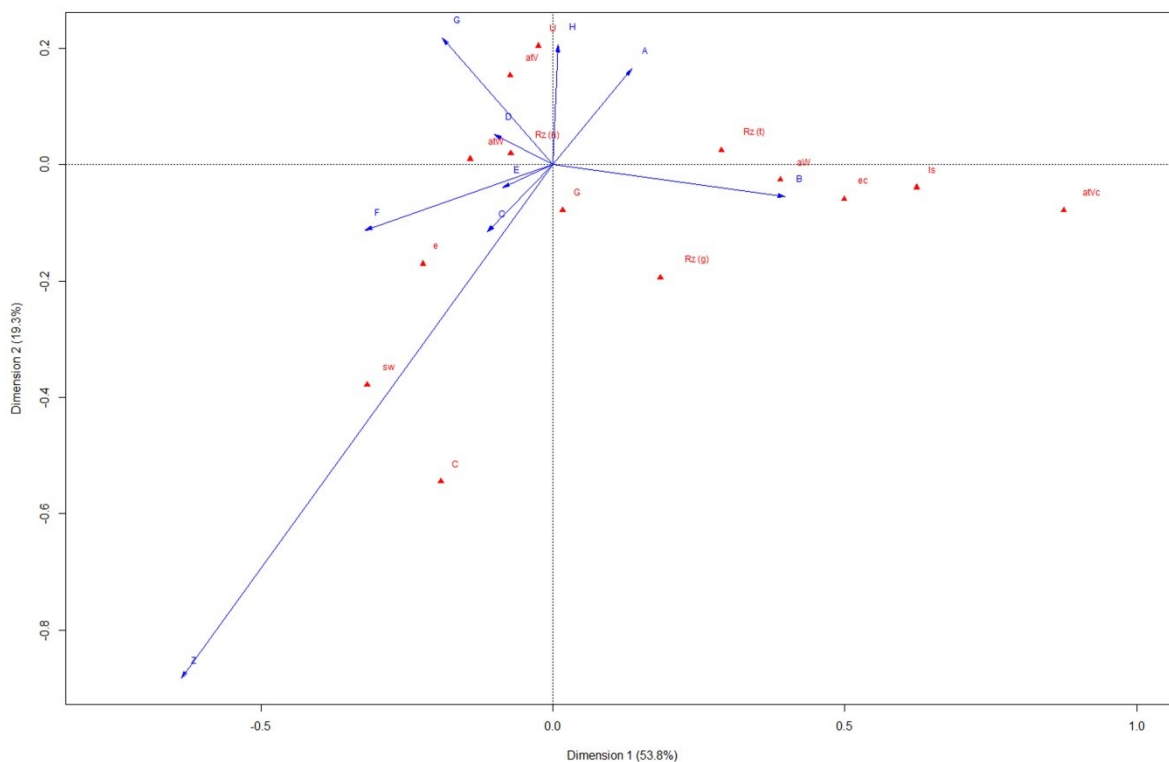


Abbildung 20: Darstellung der ersten beiden Dimensionen der Korrespondenzanalyse der Gilde der Anzeigerufe ( $n = 795$ ) im Zusammenhang mit den verschiedenen Verhaltensweisen (rote Dreiecke) beim Rufen, schwimmend (sw), in der Laubstreu sitzend (ls), sitzend auf unbedeckten Erdboden (e), in Erdhöhlen (ec), auf der Vegetation (atV), in Baumhöhlen (atVc), am Gewässer (atw), vom Gewässer entfernt (aw), im Kronendach sitzend (C), im Unterholz (U), am Boden oder in Bodennähe sitzend (G), ganztägig aktiv (Rz (g)), nachtaktive (Rz (n)) oder tagaktiv (Rz (t)). Beide Dimensionen erklären 73,1% der gesamten Varianz in den Häufigkeiten der einzelnen Gilden. Die X-Achse (Dimension 1) zeigt den Zusammenhang zwischen der Verteilung der Rufgilden zu ihrer Ortbarkeit und Verstecktheit der Arten in horizontaler Ausrichtung. Die Y-Achse (Dimension 2) spiegelt die Verteilung der Rufgilden zu ihrer Ortbarkeit und Verstecktheit der Arten in vertikaler Ausrichtung wider. Die Länge der blauen Pfeile markiert die Stärke des jeweiligen Zusammenhangs.

Aus der statistischen Analyse der Gilden der Anzeigerufe und dem Lebensraum der Froscharten konnte ich folgende Zusammenhänge erkennen. Im Allgemeinen stehen die Gilden in Bezug zum Lebensraum der Frösche ( $\chi^2 = 139.0$ ,  $p \leq 0.001$ ,  $n_{\text{Arten}} = 1175$ ). Arten mit nicht frequenzmodulierten und modulierten Rufen (Gilde A und B) zeigen eine Unabhängigkeit vom Laichgewässer (Lg(t)) auf (Abb. 21, Tab. 20). Arten mit einem nicht frequenzmodulierten Ruf (Gilde C) bevorzugen eher offene Gebiete (oG) mit stehenden Laichgewässern (Lg(s)) (Abb. 21). Die ersten beiden Dimensionen der Korrespondenzanalyse erklären 93.4% der aufgetretenen Varianz in den Häufigkeiten der Rufgilden in den Merkmalen des Lebensraumes und der Laichgewässer. Die erste Dimension (60.7%) beschreibt den Zusammenhang der Verteilung der Rufgilden mit dem Rauschpotenzial der Laichgewässer. Die zweite Dimension (32.7%) zeigt, wie sich die Gilden über die Strukturdichte des Lebensraumes verteilen. Daraus kann man den Schluss ziehen, dass je offener ein Gebiet und je ruhiger ein Gewässer ist, desto gepulster sind die Anzeigerufe. Arten, die an fließenden Gewässern oder unabhängig von Gewässern sowie in geschlosseneren Gebieten rufen, neigen zu einfachen nicht frequenzmodulierten und frequenzmodulierten Rufen (Abb. 21).

Tabelle 20: Absolute Häufigkeit der Anzeigerufgilden ( $n_{\text{Arten}} = 1175$ ) aus Kapitel 1 in verschiedenen Lebensräumen, Wald (W), offenes Gelände (oG) oder in beiden Lebensräumen (W/oG) und Laichgewässern, stehende Gewässer (Lg(s)), fließende Gewässer (Lg(f)), stehende oder fließende Gewässer (Lg(s/f)) oder unabhängig von Gewässern (Lg(t)).

Lebensraum / Gilde	W/oG	W	oG	Lg (s/f)	Lg (t)	Lg (s)	Lg (f)
A	60	138	27	23	78	54	70
B	16	62	9	12	25	25	25
C	80	163	84	53	64	155	55
D	43	91	21	39	15	59	42
E	30	58	12	27	15	28	30
F	9	18	3	6	6	11	7
G	43	91	32	37	23	65	41
H	26	44	13	19	14	34	16
Z	0	2	0	1	0	0	1

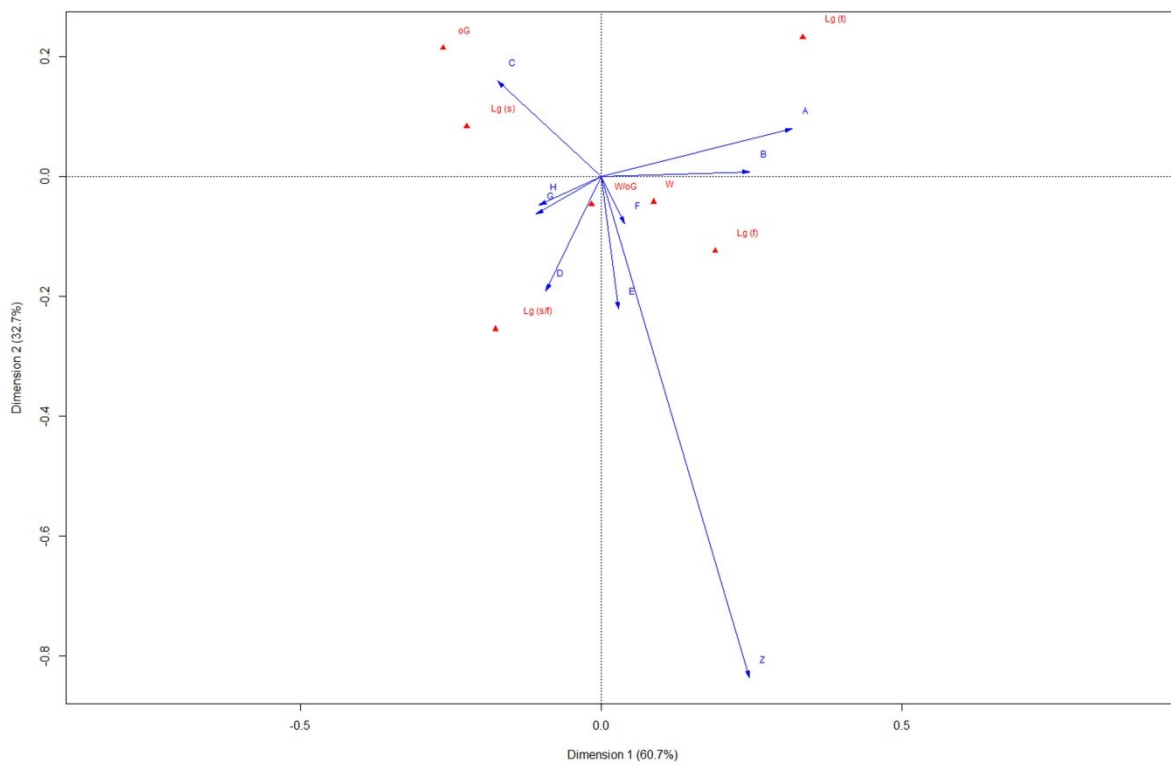


Abbildung 21: Darstellung der ersten beiden Dimensionen der Korrespondenzanalyse der Gilde der Anzeigerufe ( $n = 1175$ ) im Zusammenhang mit den verschiedenen Lebensräumen (rote Dreiecke), Wald (W), offenes Gelände (oG) oder in beiden Lebensräumen (W/oG) und Laichgewässern (rote Dreiecke), ruhende Gewässer (Lg(s)), fließende Gewässer (Lg(f)), ruhende oder fließende Gewässer (Lg(s/f)) oder unabhängig von Gewässern (Lg(t)). Beide Dimensionen erklären 93,4% der gesamten Varianz in den Häufigkeiten der einzelnen Gilden. Die X-Achse (Dimension 1) zeigt den Zusammenhang zwischen der Komplexität der Gilden und dem Rauschpotenzial der Laichgewässer (Lg). Die Y-Achse (Dimension 2) spiegelt die Ausprägung der Gilden im Verhältnis zur Strukturdichte des allgemeinen Lebensraumes (Lr) wider. Die Länge der blauen Pfeile markiert die Stärke des jeweiligen Zusammenhangs.

Die Ergebnisse zur Klärung der gemeinsamen Wirkungsweise der Parameter aus Morphologie, Verhalten und Lebensraum auf die in Kapitel 1 gemessenen akustischen Merkmale und ermittelten Rufgilden fielen unterschiedlich aus. Die berechneten Regressionen des „Random Forests“ für die akustischen Merkmale erbrachten nur für die dominante Frequenz ein aussagekräftiges Ergebnis (Tab. 21). Die Ausprägung der dominanten Frequenz ist ein Produkt des Zusammenspiels der Parameter aus Morphologie, Verhalten und des Lebensraumes.

Aus den berechneten 2.000 Entscheidungsbäumen geht hervor, dass mit einer Wahrscheinlichkeit von ca. 61% die dominante Frequenz aus den Parametern Körperlänge (SVL), Ausprägung und Form der Schallblase (VSM, VSF), Ausprägung und Sichtbarkeit des Tympanums (Tsize, Tcov), Rufuntergrund (Epos), Distanz zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Rufzeit (Rz), Lebensraum (Lr) und Laichgewässer (Lg) und deren Interaktionen bestimmt werden kann (Tab. 21, Abb. 22). Ihre Verteilung und die Mittelwerte ihrer minimalen Tiefe (siehe Abb. 18) in den errechneten Regressionen zeigen, dass die Variablen durchschnittliche Körperlänge der Männchen (SVL), die Ausprägung der Schallblase (VSM), die Größe des Tympanums in Relation zur Augengröße (Tsize), der Rufuntergrund (Epos) und

das Laichgewässer (Lg) am bedeutendsten für die Bestimmung der dominanten Frequenz sind. Sie werden am häufigsten und zum frühesten Zeitpunkt zur Entscheidung herangezogen (Abb. 22,23) Die dominante Frequenz wird dabei in erster Linie durch morphologische Merkmale (SVL, VSM, Tsize) bestimmt (Abb. 22,23). Der Rufuntergrund und die Laichgewässer stellen weitere wichtige Faktoren zur Bestimmung der dominanten Frequenz (Abb. 22,23) dar. Sie nehmen gegenüber der Morphologie aber eine untergeordnete Rolle ein (Abb. 22,23).

Die wichtigste Variable zur Bestimmung der dominanten Frequenz ist dabei die durchschnittliche Körperlänge. Sie wurde in der ersten Entscheidung am häufigsten herangezogen und findet sich auch in den meisten beobachteten Entscheidungsknoten wieder (Abb. 23).

Die wichtigsten Interaktionen zur Bestimmung der dominanten Frequenz sind Interaktionen zwischen der Größe des Tympanums (Tsize) und der Körperlänge (SVL), der Ausprägung der Schallblase (VSM) und der Körperlänge (SVL), dem Rufuntergrund (Epos) und der Körperlänge (SVL) und dem Laichgewässer und Körperlänge (SVL) (Abb. 24). Diese Interaktionen konnten in den 2.000 berechneten Entscheidungsbäumen am häufigsten beobachtet werden (Abb. 24). Sie werden auch am frühesten zur Entscheidung für die Ausprägung der dominanten Frequenz herangezogen (Abb. 24). Die Regressionen zur Klärung einer gemeinsamen Wirkungsweise der eingesetzten Variablen auf die akustischen Merkmale der Frequenzmodulation der Pulse, der Pulsraten, der Ruflängen und der Pulslängen ergaben keine Ergebnisse (Tab. 21). Die hohen Korrelationskoeffizienten ( $R^2$ ) zeigen, dass die benutzten Faktoren für die Regression dieser akustischen Merkmale ungeeignet waren (Tab. 21). Sie sind somit kein Produkt des gemeinsamen Einflusses der eingesetzten Variablen.

Tabelle 21: Ergebnisse der Random-Forest-Regressionsanalyse für die in Kapitel 1 gemessenen akustischen Merkmale als errechnetes  $R^2$  und erklärter Varianz [%] der Bootstrap-Analyse und die eingesetzten Variablen Körperlänge (SVL), Ausprägung und Form der Schallblase (VSM,VSF), Ausprägung und Sichtbarkeit des Tympanums (Tsize, Tcov), Rufuntergrund (Epos), Distanz zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Rufzeit (Rz), Lebensraum (Lr) und Laichgewässer (Lg), sowie die Anzahl ( $n_{\text{Arten}}$ ) der genutzten Arten in der Regressionsanalyse.

akustisches Merkmal	verwendete Parameter	$R^2$	Anteil der erklärten Varianz in %
dominante Frequenz ( $n_{\text{Arten}} = 378$ )	SVL, VSM,VSF, Tsize, Tcov, Epos, Wpos, H, Rz, Lr, Lg	0.90	60.49
Pulsraten ( $n_{\text{Arten}} = 445$ )	SVL, VSM, VSF, Epos, Rz, Lr, Lg	9979.8	5.21
Ruflängen ( $n_{\text{Arten}} = 735$ )	Epos, Wpos, Lr, Lg	1298926	-4.49
Pulslängen ( $n_{\text{Arten}} = 686$ )	SVL, VSF, Epos, Wpos, Lr, Lg	13642.3	2.58
Frequenzmodulation der Pulse ( $n_{\text{Arten}} = 484$ )	Tcov, Epos, Rz	126.1	1.18

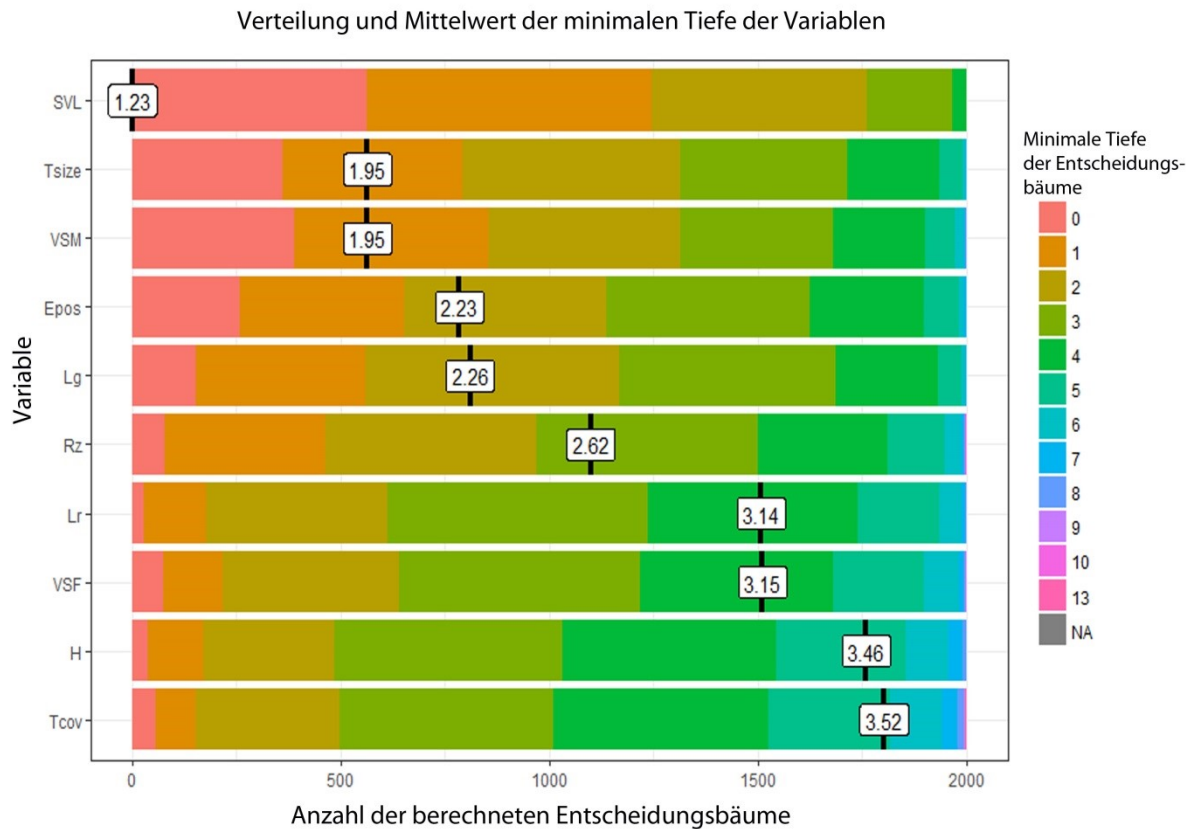


Abbildung 22: Verteilung und Mittelwert der minimalen Tiefe der Variablen über die berechneten 2.000 Entscheidungsbäume (X-Achse) zur Bestimmung der dominanten Frequenz aus den Parametern (Y-Achse) Körperlänge (SVL), Ausprägung und Form der Schallblase (VSM, VSF), Ausprägung und Sichtbarkeit des Tympanums (Tsize, Tcov), Rufuntergrund (Epos), Distanz zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Rufzeit (Rz), Lebensraum (Lr) und Laichgewässer (Lg). Die Farbskala markiert die Verteilung der Variablen bis zu welcher minimalen Tiefe diese zur Entscheidung herangezogen wurden, in den 2.000 errechneten Entscheidungsbäume. Die eingezeichneten Werte in den weißen Kästchen markieren den Mittelwert der minimalen Tiefe der Variablen. Die Tiefe des Baumes an dem die Variablen am häufigsten zur Entscheidung herangezogen wurden.

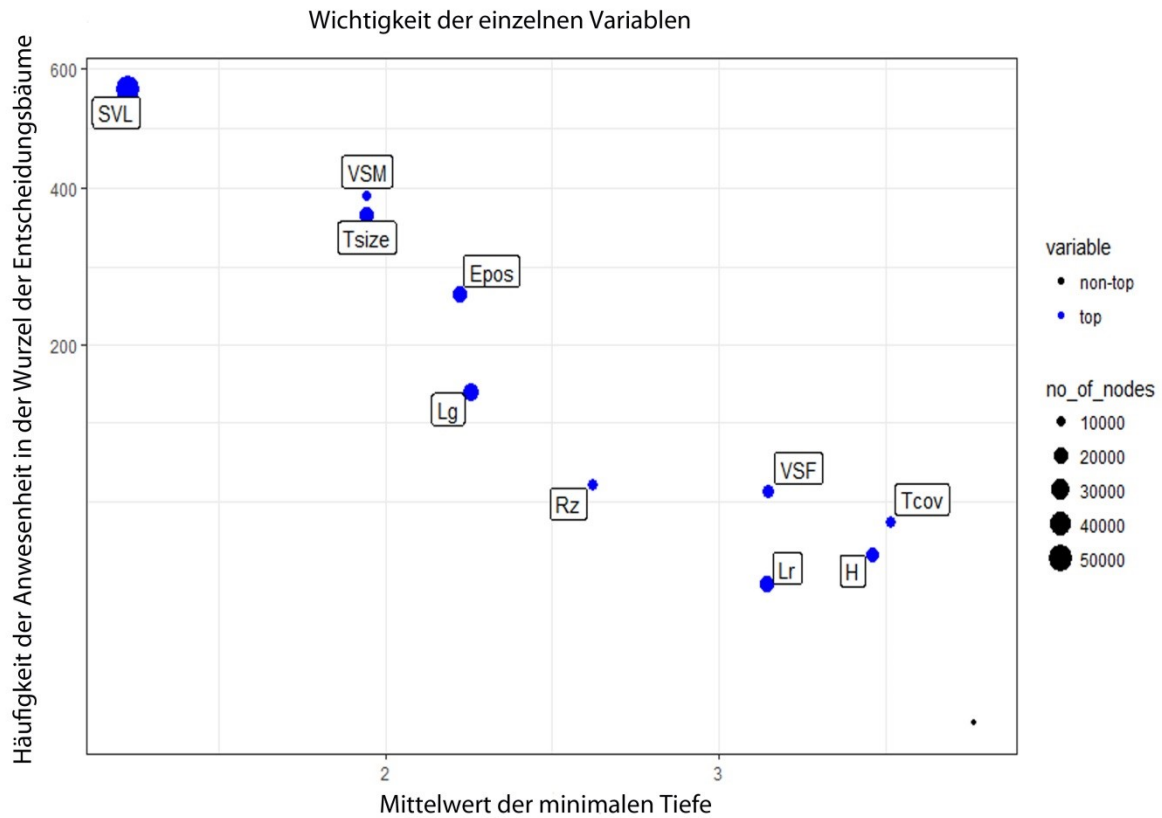


Abbildung 23: Bedeutsamkeit der eingesetzten Variablen zur Bestimmung der dominanten Frequenz aus den Parametern Körperlänge (SVL), Ausprägung und Form der Schallblase (VSM, VSF), Ausprägung und Sichtbarkeit des Tympanums (Tsize, Tcov), Rufuntergrund (Epos), Distanz zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Rufzeit (Rz), Lebensraum (Lr) und Laichgewässer (Lg). Die Abbildung gibt das Verhältnis des Mittelwerts der minimalen Tiefe der Variable zur beobachteten Häufigkeit der Variable in der Wurzel der Entscheidungsbäume. Wie oft also die Variable als erste Entscheidung genutzt wurde. Die Größe der Kreise markiert, in wie vielen Fällen (no\_of\_nodes) der Knoten die Variable zur Entscheidung genutzt wurde. Blau markierte Variable repräsentieren die wichtigsten Variablen und schwarz markierte Variablen zeigen unbedeutendere Variablen, in diesem Fall die Distanz zum Gewässer (Wpos).



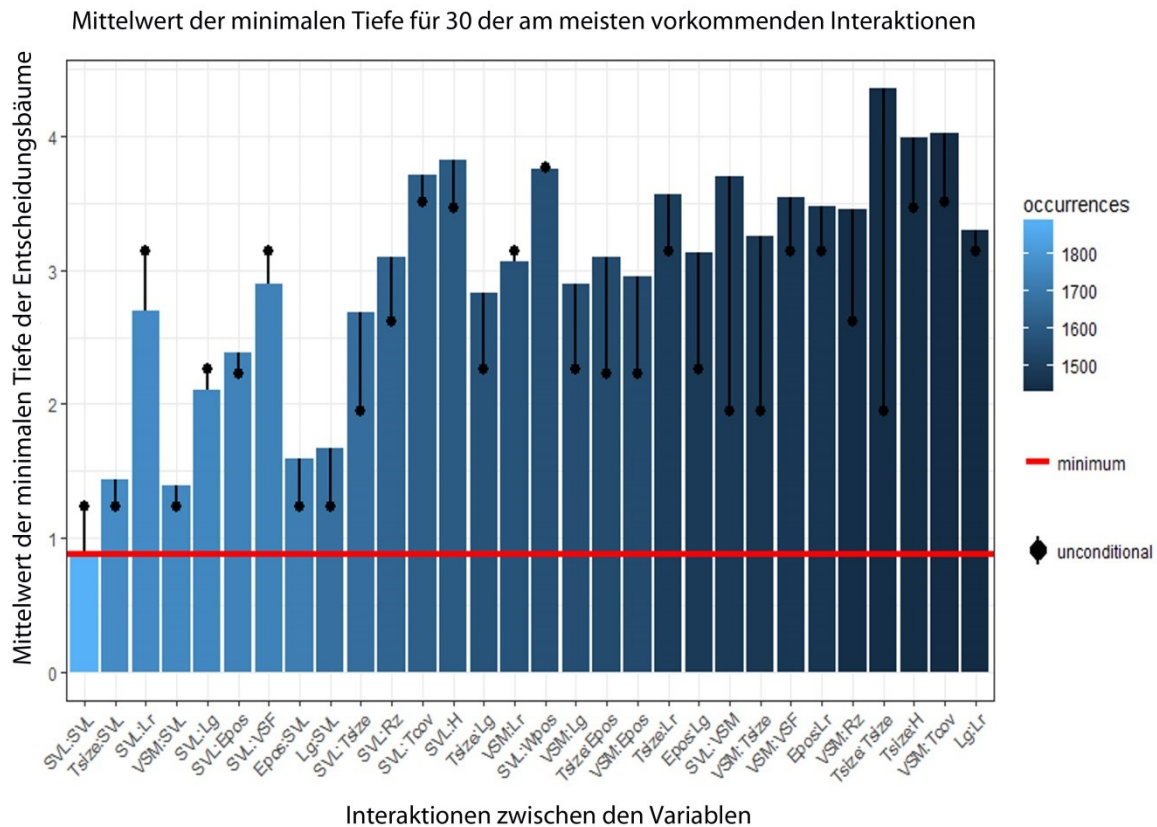


Abbildung 24: Darstellung der 30 am häufigsten Interaktionen der fünf wichtigsten Variablen Körperlänge der Männchen (SVL), die Ausprägung der Schallblase (VSM), die Größe des Tympanums in Relation zur Augengröße (Tsize), der Rufuntergrund (Epos) und das Laichgewässer (Lg) und den anderen eingesetzten Parametern Form der Schallblase (VSF), Sichtbarkeit des Tympanums (Tcov), Distanz zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Rufzeit (rz) und Lebensraum (Lr). Sie zeigt die Mittelwerte, zu welchen frühesten möglich Entscheidungsknoten (minimale Tiefe) die Interaktionen als Entscheidungsmöglichkeit genutzt wurden. Die Farbskala markiert die Häufigkeit (occurrences) der Interaktion in den berechneten 2.000 Entscheidungsbäumen. Die rote Linie bezeichnet die Minimaltiefe der Entscheidungsbäume. Die Unbedingtheit (unconditional) bezeichnet, wie stark sich die Variablen in der Interaktion gegenseitig beeinflussen und wie weit dieser gegenseitige Einfluss den minimalsten Entscheidungsknoten verändert.

Die Klassifikation der in Kapitel 1 ermittelten Rufgilden aus dem Zusammenspiel der zuvor bestimmten Abhängigkeiten zum Verhalten und Lebensraum sowie genutzten Laichgewässern ergab folgendes Ergebnis. Aus dem Zusammenspiel der Faktoren Rufuntergrund (Epos), Distanz zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Lebensraum und Laichgewässer ließen sich die einzelnen Anzeigerufgilden der Froscharten ( $n_{\text{Arten}} = 611$ ) in unterschiedlichem Maße klassifizieren (Tab. 22). Nicht frequenzmodulierte einfache Rufe (Gilde A) ließen sich mit einer Wahrscheinlichkeit von ca. 61% mit den eingesetzten Variablen klassifizieren.

Frequenzmodulierte einfache Rufe (Gilde B) konnten mit einer nur geringen Wahrscheinlichkeit von ca. 8% klassifiziert werden. Die Gilden C und D, nicht frequenzmodulierte und frequenzmodulierte Rufe, konnten durch die genutzten Variablen mit einer Wahrscheinlichkeit von ca. 50% respektive ca. 24% klassifiziert werden. Komplexere Rufe wie die Gilden E, F, G, und H (siehe Kapitel 1) konnten durch die genutzten Variablen gar nicht oder nur mit einer geringen Wahrscheinlichkeit (Gilde G ca. 13%)

klassifiziert werden. Nur ein Teil der Rufgilden (Gilde A und C) kann somit als Produkt der eingeflossenen Variablen und ihren Interaktionen gesehen werden (Abb. 25 - 27).

Die zur Klassifizierung wichtigsten Parameter stellten dabei der Rufuntergrund und die Laichgewässer dar (Abb. 25,26). Die Merkmale des Rufuntergrundes (Epos) und der genutzten Laichgewässer werden am häufigsten und am ehesten zur Klassifikation der Rufgilden herangezogen. Die Merkmale des Lebensraumes, der Distanz zum Gewässer, Rufzeit und der Höhe der Rufposition zeigen eine nur untergeordnete Rolle, aufgrund der geringeren und späteren Nutzung in der Klassifikation (Abb. 25,26). Die bedeutendsten Interaktionen zur Klassifikation der Rufgilden sind zwischen dem Rufuntergrund und den Laichgewässern, dem Rufuntergrund und der Rufzeit sowie den Laichgewässern und der Rufzeit (Abb. 27). Diese Interaktionen sind in den 2.000 berechneten Entscheidungsbäumen am häufigsten zu beobachten und werden am ehesten zur Entscheidung herangezogen (Abb. 27).

Tabelle 22: Konfusionsmatrix für die erwarteten (über der Diagonalen) und beobachteten (unter der Diagonalen) Klassifikation der Rufgilden. Die erwartete Klassifikation beruht auf der Wahrscheinlichkeit aus 2.000 zufälligen Entscheidungsbäumen Arten aus den zuvor bestimmten Abhängigkeiten ( $E_{\text{pos}}$ ,  $W_{\text{pos}}$ , H, Rz, Lr, Lg) in die entsprechende Rufgilde zuzuordnen. Angabe des Klassifikationsfehlers (class. error) in Prozent und die rot markierten Nummern (Diagonale) zeigt die Anzahl der korrekt zugeordneten Gilden der Anzeigerufen.

erwartete Zuordnung/ Beobachtung	A	B	C	D	E	F	G	H	class.error
A	93	13	27	10	2	0	7	1	39.2
B	25	5	18	2	3	0	6	2	91.8
C	35	6	65	12	3	0	7	1	49.6
D	21	2	23	19	4	1	6	2	75.6
E	14	1	11	12	0	0	7	1	100.0
F	6	2	4	2	2	0	1	0	100.0
G	20	0	28	14	3	0	10	0	86.7
H	17	5	15	12	2	0	1	0	100.0

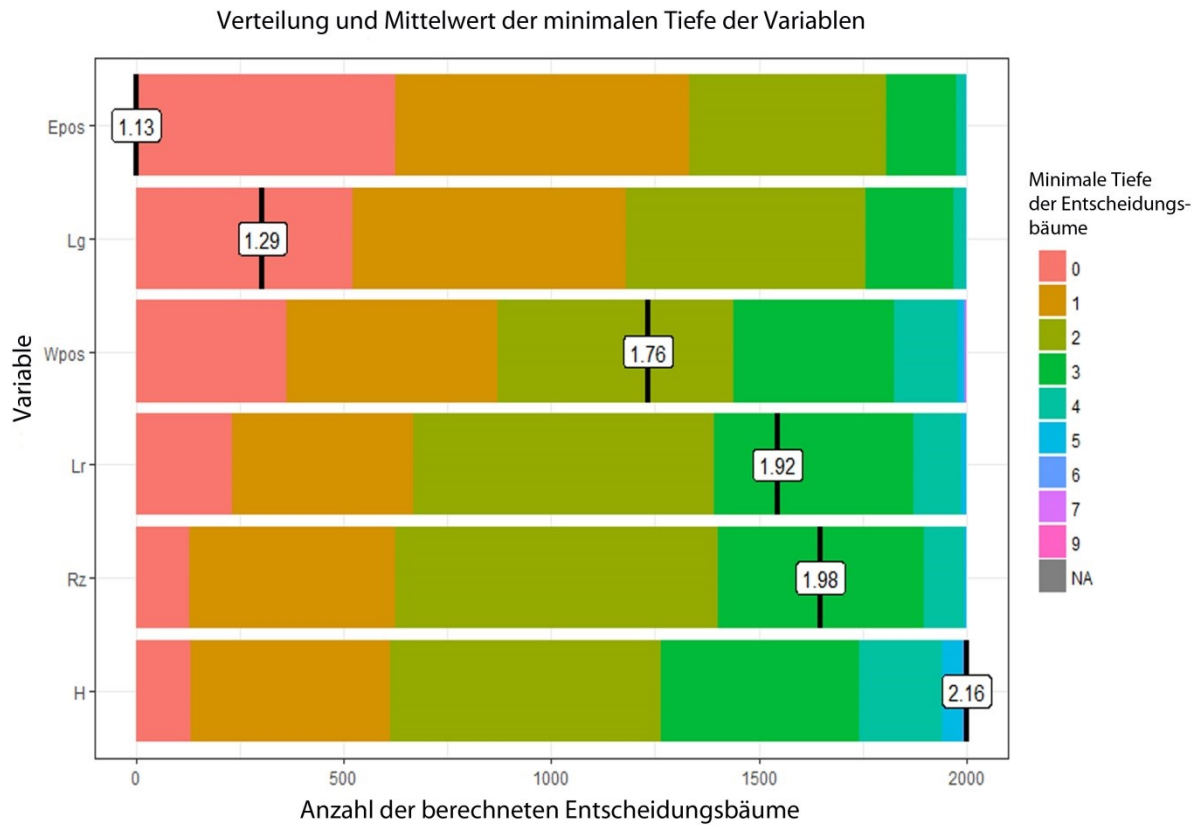


Abbildung 25: Verteilung und Mittelwert der minimalen Tiefe der Variablen über die berechneten 2000 Entscheidungsbäume (X-Achse) zur Klassifizierung der Rufgilden aus den Parametern (Y-Achse) Rufuntergrund (Epos), Distanz zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Rufzeit (Rz), Lebensraum (Lr) und Laichgewässer (Lg). Die Farbskala markiert die Verteilung der Variablen bis zu welcher minimalen Tiefe diese in den 2000 errechneten Entscheidungsbäumen zur Entscheidung herangezogen wurden,. Die eingezeichneten Werte in den weißen Kästchen markieren den Mittelwert der minimalen Tiefe der Variablen. Die Tiefe des Baumes an dem die Variablen am häufigsten zur Entscheidung herangezogen wurden.

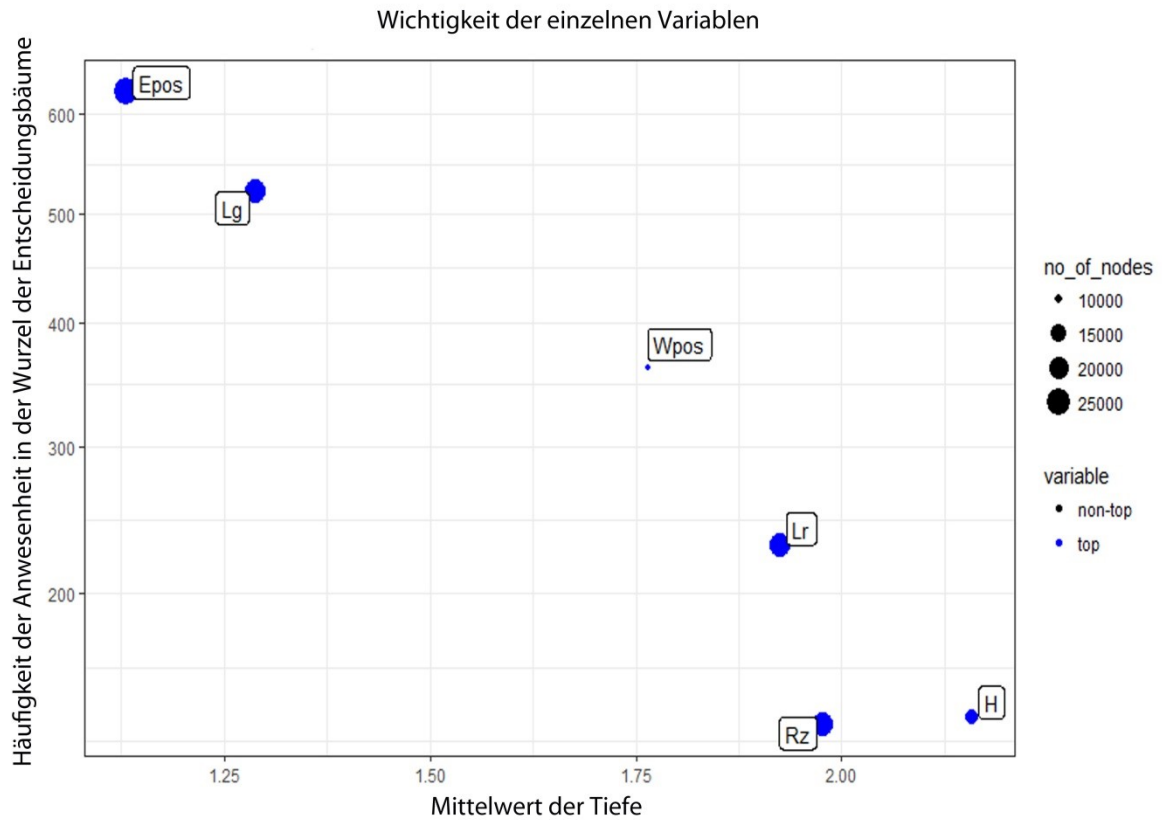


Abbildung 26: Bedeutsamkeit der eingesetzten Variablen zur Klassifizierung der Rufgilden aus den Parametern Rufuntergrund (Epos), Distanz zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Rufzeit (Rz), Lebensraum (Lr) und Laichgewässer (Lg). Die Abbildung gibt das Verhältnis des Mittelwerts der minimalen Tiefe der Variable zur beobachteten Häufigkeit der Variable in der Wurzel der Entscheidungsbäume wider, also wie oft die Variable als erste Entscheidung genutzt wurde. Die Größe der Kreise markiert, in wie vielen Fällen (no\_of\_nodes) der Entscheidungsknoten die Variable zur Entscheidung genutzt wurde. Blau markierte Variable repräsentieren die wichtigsten Variablen und schwarz markierte zeigen unbedeutendere Variablen.

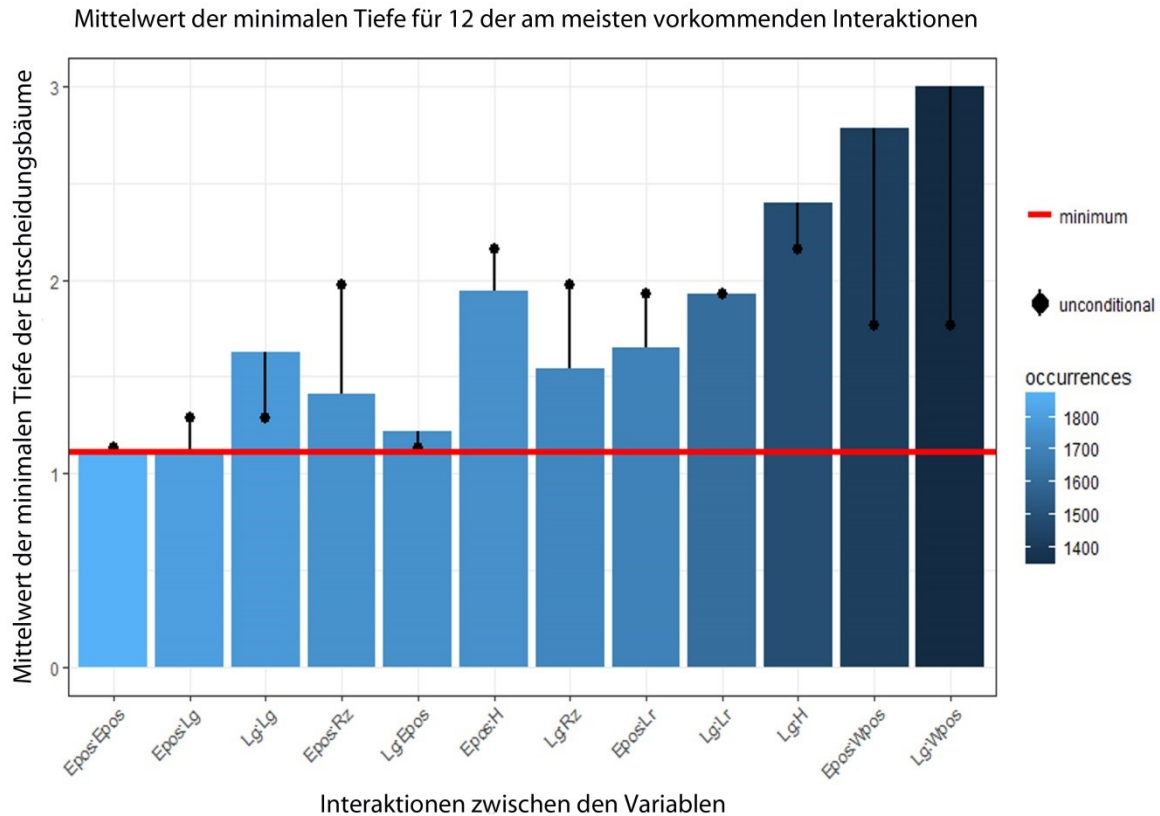


Abbildung 27: Darstellung der 12 am meisten vorkommenden Interaktionen der zwei wichtigsten Variablen, Rufuntergrund (Epos) und das Laichgewässer (Lg) und den anderen eingesetzten Parametern Distanz zum Gewässer (Wpos), Höhe der Rufposition (H), Rufzeit (Rz) und Lebensraum (Lr). Sie zeigt im Mittelwert zu welchen frühesten möglichen Entscheidungsknoten (minimale Tiefe) die Interaktion als Entscheidungsmöglichkeit genutzt wird. Die Farbskala markiert die Häufigkeit (occurrences) der Interaktion in den berechneten 2.000 Entscheidungsbäumen. Die rote Linie bezeichnet die Minimaltiefe der Entscheidungsbäume. Die Unbedingtheit (unconditional) bezeichnet, wie stark sich die Variablen in der Interaktion gegenseitig beeinflussen und wie weit dieser gegenseitige Einfluss den minimalsten Entscheidungsknoten verändert.

## **2.4 Diskussion.**

Die Lebensweisen, der Lebensraum und die Morphologie ähneln sich bei vielen Froscharten. Die Selektion der Arten auf bestimmte akustische Signale ist ein Ergebnis der Anpassung an abiotische und biotische Faktoren (Bradbury & Vehrencamp 2011). Plastizitäten, die sich ebenfalls in ihren Merkmalen der Anzeigerufen wiederfinden sollten. In diesem Teil der Doktorarbeit konnte ich zeigen, dass akustische Merkmale der Anzeigerufe und daraus ermittelte Rufgilden sehr unterschiedliche Zusammenhänge mit den Faktoren aus Morphologie, Verhalten und Habitat aufweisen. Zudem ließ sich darstellen, dass sich die Anpassungen aus Morphologie, Verhalten und Lebensraum auch im Verbund auf die Selektion bestimmter akustischer Merkmale (dominante Frequenz, Rufgilden) Einfluss nehmen. Dabei ist erkennbar, dass alle von mir in Betracht gezogenen Faktoren im Zusammenhang mit den dominanten Frequenzen der Arten stehen. Die anderen akustischen Merkmale und Rufgilden standen hauptsächlich im Zusammenhang mit den Daten des Lebensraumes und des Verhaltens.

### **2.4.1. Abhängigkeit der akustischen Merkmale von morphologischen Faktoren.**

Um akustische Kommunikation zu betreiben, müssen akustische Signale erzeugt und detektiert werden können. Damit einher geht die Bedeutung der morphologischen Merkmale für die entstandenen akustischen Eigenschaften der Anzeigerufe. Das führte zur Frage, welche externen morphologischen Merkmale Einfluss auf die akustischen Merkmale und ermittelten Rufgilden haben. Aus den Ergebnissen ist ersichtlich, dass die Körpergröße, die Ausprägung und Form der Schallblase und die Ausprägung und Sichtbarkeit des Tympanums Auswirkungen auf die entstanden akustischen Merkmale haben.

Ähnliche morphologische Merkmale bedingen ähnliche akustische Merkmale, insbesondere in der dominanten Frequenz. Die hier gefundene negative Korrelation der dominanten Frequenz deckt sich mit den Angaben älterer Untersuchungen (Nevo & Schneider 1976; Giacoma et al. 1977; Castellano & Giacoma 1998). Je kleiner die Froschmännchen im Schnitt sind, desto höhere Frequenzen werden erzeugt. Die Ursache hierfür sind die kürzeren Stimmlippen bei kleineren Arten. Die hier gefundene Korrelation zwischen der Körpergröße und der dominanten Frequenz zeigt, dass dies auch über Familiengrenzen hinweg gilt. Womit sie als universell angesehen werden kann (Gerhardt & Huber 2002, Gingras et al. 2013). Dabei ist anzumerken, dass es durchaus Ausnahmen zu dieser universellen Korrelation bei den Fröschen gibt.

Anhand einiger Studien konnte nachgewiesen werden, dass verschiedene Froscharten in der Lage sind, ihre Frequenzen an bestimmte Bedingungen anzupassen (Sullivan 1984, Lingnau & Bastos 2007). Die Zusammenhänge zwischen der Körperlänge und temporalen Eigenschaften (Pulsrate, Pulslänge) der Anzeigerufe, wie in dieser Studie gezeigt, werden allgemein als weniger bedeutend angesehen (Köhler et al. 2017). Was durch die geringe Korrelation der beiden akustischen Merkmale mit der Körperlänge

bestätigt wird. Die Aussage, dass größere Arten zu höheren Pulsraten und zu kürzeren Pulslängen neigen, kann daher als nicht gegeben angesehen werden, obwohl einige Studien auf Zusammenhänge zwischen der Körperlänge und temporalen Eigenschaften hindeuten (Toledo & Haddad 2009; Bee et al. 2013). Die Ursache für diese positiven Korrelationen ist wahrscheinlich auf die große Menge an eingeflossenen Arten und die relativ grobe Bestimmung der Körperlänge der Arten zurückzuführen. Die Analysen zum Zusammenhang der akustischen Merkmale und der Ausprägung der Schallblase wiesen darauf hin, dass ein bedeutender Zusammenhang mit den dominanten Frequenzen besteht. Eine Verbindung, die bis jetzt nur unvollständig verstanden und untersucht wurde (Köhler et al. 2017). Ältere Studien haben nachgewiesen, dass die Schallblasen wie Radiatoren fungieren (Martin 1972; Caprancia & Moffat 1983; Ryan 1986). Sie strahlen den Schall an die Umgebung ab. Dabei sind Größe und Form entscheidend für die Abstrahlung. Je größer die Oberfläche der Schallblase ist, desto mehr Wellenpakete können an die Umgebung abgegeben werden. Dieser Umstand steht aber in erster Linie mit der Lautstärke der Rufe in Verbindung (Gerhardt & Huber 2002). Je mehr Wellenpakete gleichzeitig abgegeben werden können, desto lauter ist der Ruf. Das trotzdem eine Verbindung zwischen der Ausprägung der Schallblase und der dominanten Frequenz besteht, hängt wahrscheinlich mit der Kopplung des Schalls an die Luft zusammen. Ein Aspekt, der bei Fröschen noch nicht vollständig verstanden wird (Wells 2007). Akustisch kommunizierende Arten müssen den von ihnen erzeugten Schall an das Überträgermedium koppeln, damit er übermittelt wird. Eine Rolle könnte dabei die Elastizität der verschiedenen Ausprägungen der Schallblase spielen. Die in der Wellenlänge der Frequenzen schwingenden Schallblasen scheinen diese Wellenlänge an die Luft zu übertragen. Arten ohne Schallblase nutzen wahrscheinlich ihren Körper als Koppler für den Schall. Der Körper ist aber aufgrund der Gesamtheit des Gewebes und Knochen relativ unflexibel. Was diese Arten dazu zwingt relativ niedrige Frequenzen zu nutzen, wie hier gezeigt.

Die Flexibilität der Schallblasenausprägung nimmt wahrscheinlich von intern nach extern zu. Arten sind dadurch in der Lage, höhere Frequenzen mit kürzerer Wellenlänge an die Luft zu koppeln. Ein Aspekt, der sich wahrscheinlich ähnlich auf die gefundenen Zusammenhänge der dominanten Frequenz und der Form der Schallblase auswirkt. Aufgrund der Größe ist eine einfache subgulare Schallblase flexibler als eine gepaarte subgulare und laterale. Was Arten mit dieser Form der Schallblase in die Lage versetzt, höhere Frequenzen zu nutzen. Die Flexibilität der Ausprägung und die Form der Schallblase könnten auch die entdeckten unterschiedlichen Pulsraten in den verschiedenen Schallblasen erklären. Je flexibler das Kopplungsorgan ist, desto höhere Pulsraten können erreicht werden. Die hier ermittelten Abhängigkeiten der Frequenzen von der Größe des Tympanums (Tab. 11) entsprechen den Aussagen in der Literatur (Gerhardt & Huber 2002). Arten mit einem kleinen Tympanum nutzen in der Regel höhere Frequenzen zur akustischen Kommunikation. Die Frequenzen nehmen dabei mit der Größe des Tympanums ab, wobei Arten ohne ein Tympanum die niedrigsten

Frequenzen nutzen. Die Ursache ist wahrscheinlich in der gegenseitigen Entwicklung der Sender- und Empfängerseite zu suchen (Tembrock 1982). Die Entwicklung höherer Frequenzen auf der Senderseite bedingt auf der Empfängerseite eine Entwicklung zur Detektion eben dieser Frequenzen bzw. in die andere Richtung. Die Verkleinerung des Tympanums führte möglicherweise zu einer Anpassung der Schwingungsfähigkeit des Tympanums an die vom Sender erzeugten Frequenzen bzw. auch in die andere Richtung. Eine solche Veränderung ermöglichte so eine verbesserte Aufnahmefähigkeit für die artspezifischen Frequenzen. Dass Arten ohne ein Tympanum im Mittel sehr tiefe Frequenzen verwenden, zeigt auch, dass das Opercularis-System oder die Wandung der Lunge als Schalldetektions- und transportsystem genutzt werden (Narins et al. 1988; Linquist et al. 1998; Gerhardt & Huber 2002). Die hier gezeigten Anpassungen der dominanten Frequenzen und Frequenzmodulationen der Pulse an die Sichtbarkeit des Tympanums stehen im Widerspruch zum Verhalten hoher Frequenzen in biologischen Geweben (Fry 1952). Das Auftreten hoher Frequenzen bei Arten deren Tympanum verdeckt ist, hängt wahrscheinlich mit der Abwesenheit eines äußeren Gehörganges bei Fröschen zusammen. Ohne einen solchen Gehörgang werden die eintreffenden Schallwellen nicht auf das Tympanum konzentriert (Bradbury & Vehrencamp 2011). Die Bedeckung des Tympanums könnte eine ähnliche Funktion bei Fröschen erfüllen. Die eintreffenden Schallwellen versetzen die Hautschicht in Schwingung, die sie dann gerichtet an das darunterliegende Tympanum weitergibt. Hohe Frequenzen würden das Gewebe besser in Schwingung versetzen als tiefe, da diese das Gewebe der Verdeckung einfach durchdringen würde (Fry 1952). Die Verdeckung würde dann als eine Arte Vorverstärker fungieren und zudem das Tympanum durch Umwelteinflüsse schützen. Dass ich in der Frequenzmodulation der Pulse ein vermindertes Auftreten bei Arten mit einem verdeckten Tympanum finden konnte, ist wahrscheinlich auch der Schallabsorption geschuldet. Arten mit einem verdeckten Tympanum vermeiden eine Frequenzmodulation wahrscheinlich deshalb, weil die Anteile des frequenzmodulierten Signals solches Gewebe unterschiedlich passieren würden. Die tieferen Anteile würden das Gewebe einfach passieren, während die höheren Anteile eher absorbiert werden (Fry 1952). Dadurch käme es aber zu einer Veränderung des akustischen Signals, was einen Informationsverlust bedeutet. Ein solcher Informationsverlust ist in der Kommunikation unerwünscht und wird durch die geringere Frequenzmodulation der Pulse vermieden.

Die hier dargelegte Unabhängigkeit der meisten temporalen Aspekte der akustischen Signale von der externen Morphologie ist weniger überraschend. Ihre Ausprägung hängt eher mit der Physiologie der Frösche zusammen, insbesondere mit ihrem endothermen Stoffwechsel. Die Umgebungstemperaturen bestimmen, wie stark die temporalen Aspekte (Pulsrate, Ruflänge, Pulslänge) ausfallen (Gasser et al. 2009; Lemmon 2009). Die Effekte der Temperatur sind dabei unterschiedlich für einzelne Arten (Gerhardt 1978). Sie verursachen einen für jede Art typischen Gradienten im Einfluss auf die akustischen Eigenschaften ihrer Anzeigerufe. Die Unabhängigkeit der in



Kapitel 1 ermittelten Rufgilden von den externen morphologischen Eigenschaften liegt in ihrer Zusammensetzung begründet. Die Gilden spiegeln generell die strukturelle Zusammensetzung der Anzeigerufe anhand ihrer temporalen Eigenschaften wider. Eigenschaften, die, wie hier gezeigt, gar nicht oder nur gering mit den morphologischen Eigenschaften verbunden sind. Daher ist die Unabhängigkeit der Gilden von den morphologischen Eigenschaften nicht überraschend. Zusammenfassend lässt sich daher sagen, dass die morphologischen Eigenschaften eher für die spektralen Eigenschaften und in einem geringen Maße auch für temporale Eigenschaften (Pulsraten) verantwortlich sind.

#### **2.4.2. Verhaltensabhängigkeit der akustischen Merkmale.**

Die Morphologie allein bestimmt nicht, wie sich akustische Merkmale entwickelt haben (Gerhardt & Huber 2002). Sie sind ebenso das Ergebnis einer Anpassung an bestimmte Verhaltensweisen. Verhaltensweisen, die die Übertragbarkeit beeinflussen und so einen Fitnessvorteil bringen können (Bradbury & Vehrencamp 2011). Froscharten zeichnen sich auch durch ähnliches Verhalten beim Rufen aus. Ein ähnliches Verhalten das eingesetzt wird, um akustische Signale zu verbreiten. Daher stellte sich die Frage ob dieses Verhalten im Zusammenhang mit ähnlichen akustischen Merkmalen steht. Welches Verhalten die Selektion ähnlicher akustische Merkmale begünstigt, sollte in diesem Teil der Arbeit geklärt werden.

Grundsätzlich konnte ich zeigen, dass alle in Kapitel 1 gemessenen akustischen Merkmale und ermittelten Rufgilden in Zusammenhang mit den unterschiedlichen Rufverhalten stehen. Die spektrale Eigenschaft der dominanten Frequenz wies dabei die stärksten Zusammenhänge mit Verhaltensweisen auf, ebenso wie die ermittelten Rufgilden. Die temporalen Eigenschaften Pulsrate, Pulslänge und Ruflänge sowie die Frequenzmodulation der Pulse wiesen nur vereinzelte Zusammenhänge auf. Die hier gezeigte Abhängigkeit der dominanten Frequenz von dem Rufuntergrund und der Höhe der Rufwarte steht im Widerspruch zu der Annahme, dass Frequenzen zwischen 300 und 3.000Hz besonders von der sogenannten Bodenauslöschung betroffen sind (Wiley & Richards 1978). Froscharten, die auf dem Erdboden oder schwimmend auf dem Wasser rufen, erzeugen Frequenzen in gerade diesem Frequenzband. Eine Erklärung dafür ist, dass die Bodenauslöschung eher einen geringen Effekt auf die Reichweite der akustischen Kommunikation hat. Ein Effekt der in der Laubstreu stärker hervortritt, da das pflanzliche Material am Boden ebenfalls als Schallabsorber fungiert (Bradbury & Vehrencamp 2011). Was erklärt, dass Arten die in der Laubstreu rufen über diesem Frequenzband liegen, der von Bodenauslöschung betroffen ist. Arten, die auf unbedeckten Boden rufen oder schwimmend rufen sind durch diesen Effekt weniger betroffen. Arten, die schwimmenden ihren Ruf erzeugen profitieren dabei sogar von den niedrigen Frequenzen, da sie die Reflektion des Schalls an der Wasseroberfläche ausnutzen, um die Reichweite zu erhöhen.

Wandert die Rufposition in die Höhe ist sogar zu erkennen, dass die Höhe der dominanten Frequenz sogar zunimmt, was ebenfalls nicht der Erwartung entsprach. Hier sollte eigentlich das Gegenteil auftreten und die Frequenz sinken, da sich der Rufende von dem Effekt der Bodenauslöschung entfernt (Ryan 1988). Hier spielt die Struktur der Umgebung und die Körpergröße der Arten eine Rolle. Arten welche höhere Positionen erklettern, sind in der Regel nicht sehr groß. Der Zusammenhang der Frequenz mit der Körpergröße beschränkt das Spektrum der erreichbaren und erklärt die Nutzung Abgabe höherer Frequenzen. Diese Arten profitieren aber auch von der erhöhten Position. Am Boden sind hohe Frequenzen hinderlich für die Reichweite der akustischen Kommunikation (Keuper et al. 1986). Sie werden sehr schnell durch die Strukturen am Boden gestreut und abgelenkt (Forrest 1994; Erdtmann & Lima 2013). Eine erhöhte Position vergrößert aber den Sendebereich dieser Frequenzen, den eine Art abdecken kann, wie an Grillen bereits gezeigt wurde (Gerhardt & Huber 2002). Die Abnahme der dominanten Frequenzen mit zunehmender Entfernung der Rufwarte zum Kronendach bis zum Bodenniveau erklärt sich mit der Zunahme der Reichweite der akustischen Kommunikation. In solchen Höhen ist eine lange Reichweite von Vorteil, da das Einzugsgebiet der Empfänger wahrscheinlich größer ist (Bradbury & Vehrencamp 2011).

Allerdings ist zu bedenken, dass die hier aufgestellten Kategorien der Höhe der Rufwarte nur begrenzt aussagefähig sind. Die Kategorien sind zu weit gespannt, um die Vergleichbarkeit der Angaben in den Beschreibungen der Arten zu gewährleisten, was differenzierte Aussagen nicht möglich macht. Zudem sind Beobachtungen von Arten im Kronendach aufgrund der Entfernung denkbar schwierig. Es ist schwer zu festzustellen, ob der Anzeigeruf tatsächlich von einem Individuum stammt, das sich in 20 m Höhe befindet. Die generelle Rufzeit, vor allem tagsüber, hat die Selektion von hohen Frequenzen und hohen Frequenzmodulationen der Pulse begünstigt. Fußend auf den Ergebnissen dieser Studie steht der Reichweitenverlust nicht im Zusammenhang mit hohen Temperaturen (Bradbury & Vehrencamp 2011). Naheliegender ist hier die mögliche Anwesenheit von Räubern von Bedeutung. Die hohen Frequenzen sind eher für kurze Reichweiten geeignet, was die Ortung durch Räuber aber auch der Weibchen erschwert. Die hohen Frequenzmodulationen verkürzen den Ruf noch zusätzlich und senken so die Signaldauer, wodurch die Ortbarkeit des akustischen Signals ebenfalls sinkt (Gerhardt & Huber 2002). Anpassungen, welche die Verortung der Arten durch tagaktive Räuber verhindern sollen. Ein Effekt, der auch durch verkürzte Ruflängen, wie hier gezeigt, erreicht wird.

Der Zusammenhang der Pulsraten und der Pulslängen vom Rufuntergrund und der Distanz zum Gewässer kann als Anpassung zur Vermeidung von Deformationen durch Echos gesehen werden (Forrest 1994). Pulsraten und Pulslängen stehen in der Regel in einem bestimmten Verhältnis zueinander. Je höher die Pulsraten sind, desto kürzer werden die Pulse (Köhler et al. 2017). Eine hohe Pulsrate würde in einer strukturell dichten Umgebung zu Echos führen, die zu einer Deformierung der strukturellen Zusammensetzung des Rufes führt. An oder auf offenen Flächen, wie einer

Wasseroberfläche, sind solche strukturellen Einschränkungen kleiner. Die Selektion hat dazu geführt, dass die Arten hier höhere Pulsraten verwenden um die Nachhaltigkeit ihres Rufes zu erhöhen (Duellman & Trueb 1994).

Der Zusammenhang der Rufgilden mit den Verhaltensweisen deutet auf eine ähnliche Selektion wie für die spektralen und temporalen Eigenschaften hin. Die Selektion zu einfachen modulierten Rufen bei relativ versteckten, bodennahen Verhaltensweisen dient der Vermeidung von Räubern. Die Selektion der Gilden hin zu gepulsten Strukturen am Boden und in bzw. auf der Wasseroberfläche dient eher der Verbesserung und Nachhaltigkeit der Anzeigerufe. In der Zusammenfassung sind die Ausprägungen der akustischen Merkmale im Zusammenhang mit den untersuchten Verhaltensweisen eine Anpassung, um die Reichweite sowie die Nachhaltigkeit von Rufen zu beeinflussen, aber auch um die Entdeckung durch Räuber zu erschweren.

Ein Aspekt der hier jedoch nicht mit eingeflossen ist, sind die sozialen Verhaltensweisen innerhalb der Arten.

#### **2.4.3. Zusammenhang zwischen den akustischen Merkmalen und dem Lebensraum.**

Bedenkt man wie Schall sich ausbreitet, ist es wichtig zu verstehen, welche Eigenschaften eines Lebensraumes die Ausbreitung des Schalls beeinflussen. Die meisten Froscharten sind aufgrund ihrer Lebens- und Reproduktionsweise an Lebensräume mit Wasser gebunden (Wells 2007). Was bedeutet, dass die Anzeigerufe, die hauptsächlich zur Reproduktion dienen, an diese Lebensräume angepasst sein sollten. Die Lebensräume der Froscharten weisen aber Ähnlichkeiten auf, die sich in den Rufstrukturen wiederfinden sollten. Welche Ähnlichkeiten das sind, bin ich in diesem Teil der Doktorarbeit nachgegangen.

Als Ergebnis konnte festgestellt werden, dass, mit Ausnahme der Frequenzmodulation, Zusammenhänge zwischen akustischen Merkmalen sowie Rufgilden und Merkmalen des allgemeinen Lebensraumes und der Laichgewässer existieren. Die hier gezeigten Unterschiede in der dominanten Frequenz und den unterschiedlichen allgemeinen Lebensräumen wiesen auf eine Selektion von Waldarten zu höheren Frequenzen hin. Ein Ergebnis, das sich mit Annahmen aus der Literatur deckt. Frühere Untersuchungen zeigten, dass Arten aus Lebensräumen mit geschlossenem Kronendach wie einem Wald zu höheren Frequenzen neigen (Konishi 1970). Ursache hierfür ist die Lokalisierbarkeit und die Reichweite der Frequenzen. In offenen Gebieten ist der Einzugsbereich der Arten zu ihren Laichgründen meist weitläufiger (Duellman & Trueb 1994). Wodurch die Anzeigerufe in solchen Gebieten eine größere Reichweite besitzen sollten und so tiefere Frequenzen begünstigt werden, da niedrigere Frequenzen über größere Distanzen getragen werden und durch die Dichte der Vegetationsstruktur geringer beeinflusst werden (Fry 1952; Konishi 1970). Während höhere Frequenzen in dichteren Habitaten eher lokalisierbar sind.

Ein ähnlicher Zusammenhang besteht mit der Selektion der Pulsraten, Pulslängen und Ruflängen in den verschiedenen Lebensräumen. Nach Aussagen aus der Literatur sollten in offenen Gebieten höhere Pulsraten mit kürzeren Pulsen und größeren Ruflängen vorkommen (Gerhardt & Huber 2002). Diese Aussage wird durch meine Ergebnisse bestätigt. In offenen Gebieten wurden Arten dahingehend begünstigt, die höhere Pulsraten mit kürzeren Pulsen und größere Ruflängen vorweisen. Auch hier spielt die Lokalisierbarkeit der Anzeigerufe eine Rolle. Die Selektion auf eine Verstärkung dieser Merkmale erhöht die Redundanz eines Rufes, was eine bessere Lokalisierbarkeit zur Folge hat.

Die Unterschiede in den dominanten Frequenzen in Bezug auf die genutzten Laichgewässer zeigten, dass an fließenden Gewässern eine Selektion hin zu höheren Frequenzen stattgefunden hat. Ein Ergebnis, das mit älteren Analysen im Einklang steht. Deren Aussage schließt, aufgrund des erhöhten Hintergrundrauschens, bei fließenden Gewässern auf die Nutzung höherer Frequenzen (Röhr et al. 2016). Diese Aussage die durch die Nutzung von Ultraschall bei Fröschen an sehr schnell fließenden Gewässern unterstützt (Feng et al. 2006; Archer et al. 2008). Diese Selektion hat dazu geführt, dass hohes Hintergrundrauschen durch erhöhte Frequenzen überwunden wird. Allerdings passt das Ergebnis, dass gewässerunabhängige Frösche ähnlich hohe Frequenzen nutzen, nicht in dieses Bild. Die Selektion der gewässerunabhängigen Arten muss, aufgrund fehlender Gewässer, eine andere sein. In diesem Fall sind die Geräusche hervorgerufen durch Luftbewegungen, die Arten dazu brachte höhere Frequenzen zu nutzen (Gerhardt & Huber 2002). Geräusche durch Luftbewegungen erzeugen ebenfalls Interferenzen, die die akustische Kommunikation beeinträchtigen (Bradbury & Vehrencamp 2011). Die Zusammenhänge zwischen den Pulsraten, Pulslängen und Ruflängen äußerten sich insofern, dass die Arten mit kürzerem Ruf mit kleineren Pulsraten und kürzeren Pulslängen selektiert wurden. Ein Ergebnis, das in der Literatur keinen Zusammenhang findet (Erdtmann & Lima 2013). Es scheint, dass die Arten an solchen Laichgewässern in ihrer Akustik der Anzeigerufe daraufhin selektiert wurden, prägnantere kurze Signale abzugeben, und somit die Redundanz gegenüber dem Hintergrundrauschen zu erhöhen. Ein Effekt, der durch kurze gepulste Rufe erreicht werden kann. Um dies zu bestätigen, sollten gezielt die akustischen Eigenschaften von an Fließgewässern rufenden Froscharten betrachtet werden. Ein Umstand, der in meiner Doktorarbeit nicht möglich war, da dazu Rufe von mehreren Individuen der jeweiligen Art aufgenommen und mit einander verglichen werden müssen. Die Frage, ob sich Zusammenhänge mit den ermittelten Rufgilden und den Merkmalen des Lebensraums ergeben, konnte ich wie folgt beantworten.

Die Rufgilden wiesen einen Zusammenhang mit den Merkmalen des Lebensraumes auf. Gepulste nicht frequenzmodulierte Rufe (Gilde C) werden in offenen Habitaten und stehenden Laichgewässern begünstigt, während einfache nicht frequenzmodulierte und frequenzmodulierte Rufe (Gilde A und B) eher in bewaldeten Gebieten an fließenden Gewässern oder gewässerunabhängig zu finden sind. Rufe der Gilde C scheinen besser geeignet zu sein, an ruhenden Gewässer und offenen eingesetzt zu

werden. Arten, die schwimmend an ruhenden Gewässern rufen, nutzen durch die erhöhten Wiederholungsraten ihrer Pulse wahrscheinlich einen zweiten Weg zu Übertragung. Durch die alternierende Bewegung bei einem gepulsten Ruf, entstehen neben den Schallwellen an der Luft, auch Wellen auf der Wasseroberfläche. Diese Oberflächenwellen können ebenfalls der Signalübermittlung dienen, wie bei der Gattung *Bombina* nachgewiesen (Seidel et al. 2001). Diese Selektion der Arten in Gilde C erweitert den Sendebereich von Arten auf unterschiedliche Ebenen, wodurch eine breitere Signalübermittlung stattfinden kann. Eine Anpassung der Reichweite und der Redundanz des Signals, um dem vergrößerten Einzugsgebietes gerecht zu werden. Die Selektion von Waldarten und Arten, die an fließenden Gewässern oder gewässerunabhängig rufen in den Gilden A und B sind ein Ergebnis der Lokalisierbarkeit eines Signals in strukturell dichten Umgebungen und Gebieten die Interferenzen durch Hintergrundrauschen aufweisen.

#### **2.4.4 Interaktiver Einfluss von Umwelt und Biologie.**

Merkmale, die einen Fitnessvorteil für Arten erbringen, sind in Regel selten auf einzelne Anpassungen an bestimmte Bedingungen zurückzuführen. Sie sind vielmehr das Ergebnis einer Anpassung an mehrere Bedingungen. Bedingungen, die zusammen eine Anpassung hervorrufen. Dies kann auch für die erworbenen akustischen Merkmale in den Anzeigerufen der Frösche der Fall sein. Daher stellte sich die Frage, ob die in Kapitel 1 ermittelten akustischen Merkmale eine Anpassung an mehrere gleichzeitig bestehende Bedingungen sind. Wenn ja, wie lassen sich die Faktoren aus Morphologie, Verhalten und Lebensraum gewichten und welche Faktoren sind am bedeutendsten? Die Ergebnisse der „Random Forest“-Analyse zeigten, dass die spektrale Eigenschaft dominante Frequenz und die ermittelten Rufgilden einer Selektion unterlagen, die durch mehrere Faktoren hervorgerufen wurde. Die restlichen gemessenen akustischen Merkmale sind kein Ergebnis einer Selektion durch mehrere Faktoren. Das die dominante Frequenz in einem solchen Zusammenhang mit der Interaktion der eingesetzten Faktoren aus Morphologie, Verhalten und dem Lebensraum steht, entspricht früheren Untersuchungen.

Die dominante Frequenz ist das am besten untersuchte akustische Merkmal der Frösche (Köhler et al. 2017). Dabei stellte sich heraus, dass die Nutzung bestimmter Frequenzen hauptsächlich auf der Morphologie beruht (Gerhardt & Huber 2002; Gingras et al. 2013).

Ein Fakt, der sich hier bestätigt hat. Weitere wichtige Faktoren sind die Laichgewässer und der Rufuntergrund. Ein Ergebnis, dass die akustische Anpassung der Arten an ihre Laichgebiete widerspiegelt. Die Abhängigkeit bestimmter Rufgilden von Faktoren des Lebensraumes und Verhaltensweisen kann ebenfalls als Anpassung an die Laichgebiete verstanden werden. Dabei sind die Gilden, die auf strukturellen Eigenschaften beruhen, ein Ausdruck der temporalen Eigenschaften eines

Anzeigerufs. Sie revidieren das Ergebnis, dass die anderen akustischen Eigenschaften nur vereinzelt einen Zusammenhang mit einzelnen Faktoren aus Verhalten und Lebensraum zeigen. Erst die Zusammenfassung als Rufgilde bietet Einblicke in die Bezüge temporaler Eigenschaften in zu bestimmten gemeinsamen Faktoren. Um eine bessere Auflösung in den betrachteten Zusammenhängen zwischen den Rufgilden und den Faktoren aus Verhalten und Lebensraum als Ganzes zu erreichen, sind jedoch noch weitere Informationen über die sozialen Interaktionen innerhalb und außerhalb der Arten, die ein wichtiger Bestandteil der Lebensweise der Arten sind, nötig (Köhler et al. 2005; Padial et al. 2008). Zusammenhänge, die ich aufgrund der Menge Arten in dieser Arbeit nicht unterbringen konnte.

In der Zusammenfassung lässt sich sagen, dass bestimmte akustische Merkmale das Resultat von Anpassungen der Arten an Umweltbedingungen sind. Akustische Anpassungen, die den Arten einen Vorteil geboten haben, um in der Umwelt zu überleben und sich fortzupflanzen. Dabei kann davon ausgegangen werden, dass bestimmte Anzeigerufe kein Resultat einzelner Anpassungen sind. Sie sind vielmehr eine Adaptation an die gemeinsamen vorliegenden unterschiedlichen Variationen von Bedingungen. Das steht mit dem Konzept der akustischen Partitionierung im Einklang, das seit längerem diskutiert wird und auf der Hypothese der akustischen Adaptation beruht (Morton 1975; Hansen 1979; Rothstein & Fleischer 1987).

Organismen, die akustische Informationsübertragung nutzen, werden in ihrer Evolution der Signale darauf selektiert, wie sich ihr Verhalten, ihre Morphologie der schallerzeugenden und –detektierenden Organe und wie sie sich an den Lebensraum angepasst haben, so dass die wichtigen Informationen ohne großen Verlust übertragen werden. Dieses Konzept der akustischen Nische konnte man bereits zum Teil anhand der Paarungsgesänge neotropischer Singvögel, Zikaden und einiger Froscharten bestätigen (Martins et al. 2006; Luther 2009; Sueur 2008; Sinsch et al. 2012). Die Abhängigkeit der dominanten Frequenz von allen ausgewählten Faktoren ist begründet in der Funktion bzw. den Funktionen der Anzeigerufe. Für fast alle bekannten Arten an Froschlurchen erfüllen Anzeigerufe eine doppelte Funktion. In den meisten Froscharten sind die Anzeigerufe die primäre akustische Kommunikationsform für den Nah- und Fernbereich. Im Fernbereich kommt der Aspekt der großen Reichweite der akustischen Kommunikation zum Tragen (siehe Gesänge der Buckelwale, Mercado III & Frazer 1999). In diesem Fall haben Anzeigerufe, wie der Name schon sagt, hauptsächlich eine Anzeigefunktion. Man kann das als eine Art akustischen Leuchtturm verstehen. Das akustische Signal gibt hier die Position bzw. das Vorhandensein und die Zugehörigkeit eines Individuums über längere Strecken an. Im Nahbereich wiederum erfüllen Anzeigerufe die Funktion der Partnersuche zur Reproduktion, jedenfalls bei den Arten von denen spezifische Paarungsrufe nicht bekannt sind (Toledo et al. 2015). Hier spielen neben den statischen Aspekten, hauptsächlich die dynamischen Anteile der akustischen Merkmale eine hervorgehobene Rolle (Gerhardt & Huber 2002). Diese dienen vor allem

der Individualerkennung, wie zum Beispiel die Wiederholungsraten der Pulse, die Länge der Rufe oder die Wiederholungsraten von Anzeigerufen und auch die Frequenz eines Anzeigerufes (Ryan & Keddy-Hector 1992). Was zeigt, dass die Einteilung in statische und dynamische Merkmale nicht immer eindeutig ist (Köhler et al. 2017). Diese akustischen Merkmale geben Auskunft über den Zustand eines Individuums, deren Präferenz bei Fröschen durch Weibchen bestimmt ist (Gerhardt & Huber 2002, Wells 2007). Hier sind Anpassungen an das direkte Umfeld von Vorteil, die die Lokalisierbarkeit steigern.

Die hier vorliegende Untersuchung beruht aber auf relativ groben Kategorien, die aus globaler Sicht nützlich, für tiefgreifende Untersuchungen jedoch unvorteilhaft sind. Sie gibt einen Einblick in die grundlegenden Mechanismen die zur Ausprägung von akustischen Merkmalen bei Fröschen geführt haben könnten. Ein Wald ist nicht ohne weiteres mit einem anderen Wald zu vergleichen. Die Zusammensetzungen der Habitate unterscheiden sich immer erheblich voneinander, insbesondere in der Vegetationsstruktur und Artenzusammensetzung.

Auch Gewässer unterscheiden sich stark in ihrer Ausbreitung und Geräuschkulisse. Um genauere Untersuchungen durchzuführen und adäquate bzw. optimierte Modelle zur Vorhersage von Morphologie, Verhalten und Habitat zu erzeugen, sind solche Daten wichtig. Erst genauere Beschreibungen des Umfeldes werden zu Aussagen führen, welche die Umstände treffender abbilden. Wobei die verwandtschaftlichen Beziehungen der Froscharten untereinander ebenfalls berücksichtigt werden sollten, da die akustischen Merkmale aufgrund der Partnerwahl durch die Weibchen einer sexuellen Selektion unterliegen.

# Die Phylogenie von Anuren und die Ausprägung der akustischen Merkmale ihrer Anzeigerufe

### 3.1. Einleitung

Amphibien sind eine sehr alte Tetrapodengruppe. Ihre frühesten Fossilien sind bereits aus dem späten Devon bekannt (*Elginerpeton* 368 Mio J.), wobei Amphibien bis zum späten Paläozoikum (Erdaltertum) eine große Vielfalt an Arten entwickelten (Carroll 1988). Die ersten ursprünglichen Frösche und deren Stammfossilien sind jedoch erst seit der frühen Trias bekannt (Roelants et al. 2007). Die Analyse jener Fossilfunde führte zum Nachweis eines, als Columella bezeichneten Knochens in diesen frühen Froscharten (Rage & Roček 1989; Gao & Wang 2001; Báez & Nicoli 2008). Dieser Knochen weist bereits in diesen frühen Arten auf die Existenz eines funktionierenden Mittelohrs hin (siehe Kapitel 2) (Duellman & Trueb 1994). Dieses anatomische Merkmal macht es wahrscheinlich, dass bereits die ersten uns bekannten frühen Frösche in der Lage waren, akustische Signale zu verarbeiten (Gerhardt & Huber 2002). Eine Fähigkeit, die sich wahrscheinlich entwickelt hat, um Geräusche möglicher Prädatoren zu erfassen, aber auch um Beute zu detektieren (Tembrock 1982; Bradbury & Vehrencamp 2011). Die Fähigkeit Schall zu detektieren, ist aber auch oft eng mit der Fähigkeit Schall zu erzeugen verbunden. Untersuchungen zur Evolution der Kommunikation bei Grillen deuten darauf hin, dass die Schalldetektion die evolutionär ältere Errungenschaft ist (Desutter-Grandcolas 2003). Erst die Entwicklung des Hörsinnes führte demnach zur Entwicklung der Senderseite (Tembrock 1982). Daher legt der Nachweis der Columella nahe, dass jene frühen Arten auch in Lage waren, Laute zu erzeugen und zur akustischen Kommunikation fähig waren (Bradbury & Vehrencamp 2001).

Im Laufe ihrer Entwicklungsgeschichte haben Frösche dabei ein vielfältiges Repertoire an akustischen Signalen entwickelt (Toledo et al. 2015). Untersuchungen an verschiedenen Froscharten führten zu der Annahme, dass, im Gegensatz zu dem Großteil der Rufe von Vögeln und Säugetieren, Frösche die akustischen Signale nicht erlernen (Hödl 1996). Die artspezifischen Anzeigerufe sind vielmehr genetisch geprägt (Gerhardt et al. 1980; Duellman & Trueb 1994; Hoskin et al. 2005) und werden durch sexuelle Reproduktion an die nachfolgende Generationen weiter vererbt (Hödl 1996). Im vorherigen Kapitel habe ich gezeigt, dass die Ausprägung einiger Merkmale der Anzeigerufe mit bestimmten Umweltparametern korreliert. Die genetische Prägung und damit die verwandtschaftlichen Beziehungen (Phylogenie) zwischen den Froscharten, könnten sich so ebenfalls in der Rufausprägung widerspiegeln. Nah verwandte Arten sollten dann ähnliche akustische Merkmale aufweisen (Gerhardt & Huber 2002). Frühere Untersuchungen zu diesem Zusammenhang konnten



dies, zumindest für eng gefasste Artgruppen, zeigen (Canatella et al. 1998; Cocroft & Ryan 1995; Olding 1998). Ein Vergleich zwischen verwandtschaftlichen Beziehungen basierend auf genetischen und akustischen Daten in der *Physalaemus pustulosus*-Artengruppe führte zu der Annahme, dass die akustischen Merkmale einer schnelleren Evolution unterliegen als andere artspezifische Merkmale (z. B. Morphologie) (McClelland et al. 1996; Canatella et al. 1998). Weiterhin konnte man anhand von nordamerikanischen Kröten und Arten der Laubfroschgattung *Pseudacris* nachweisen, dass gepulste Strukturen des Rufes und die dominante Frequenz in den jeweiligen Arten hochkonservativ sind (Cocroft & Ryan 1995). Die Ausprägungen ähneln sich zwar in den sympatrisch vorkommenden Arten, zeigen aber dennoch Abweichungen, an denen die Arten unterschieden werden können. Abweichungen, die innerhalb der jeweiligen Arten keine oder eine nur geringe Varianz aufweisen (Gerhardt & Huber 2002). Die Selektion der Männchen durch die Weibchen auf diese akustischen Abweichungen könnte dazu geführt haben, dass diese Abweichungen sich als festes akustisches Erkennungsmerkmal in den jeweiligen Arten etablierten. Ausprägungen von Merkmalen, die syntope Arten voneinander akustisch isolieren (Blair 1974, Gerhardt 1974, Ralin 1977). Eine Abgrenzung könnte so Hybridisierungen und damit mögliche Fitnessverluste unterbunden haben.

Eine weitere Arbeit zu diesem Zusammenhang zeigte, dass dieser Selektionsdruck zur akustischen Unterscheidung genetisch verwandter Arten abnehmen kann. Genetisch verwandte Arten, die in getrennten aber ähnlichen Lebensräumen (allopatrisch) vorkommen, besitzen auch nahezu identische akustische Merkmale (Olding 1998). In diesem Fall scheinen die Umweltbedingungen eine größere Rolle in der Selektion Kraft der akustischen Merkmale inne zu haben. Die bisher zu diesem Thema durchgeführten Untersuchungen bezogen meist nur wenige Arten und/oder einen begrenzten geographischen Raum ein. Ähnliche akustische Merkmale lassen sich aber nicht nur in einzelnen Gattungen beobachten, sondern finden sich auch zwischen den unterschiedlichsten Gattungen und Arten, z.B. ähnlich genutzte Frequenzen und gepulste Rufstrukturen in den Gattungen *Dendropsophus* (Hylidae) und *Heterixalus* (Hyperoliidae).

Aus den Ergebnissen der Untersuchungen in Kapitel 2 lässt sich erkennen, dass die selektierten akustischen Merkmale auf Anpassungen der Männchen an ähnliche morphologische Merkmale, Verhaltensmuster und Lebensräumen beruhen. Diese Ähnlichkeiten sind nicht auf einzelne Gattungen oder Familien beschränkt, sondern finden sich in den unterschiedlichsten nicht verwandten Froscharten. Daher ist anzunehmen, dass die Entwicklung ähnlicher akustischer Merkmale das Ergebnis einer konvergenten Evolution ist. Die Ähnlichkeiten bei gemeinsamen vorkommenden verwandten Arten und ihre akustische Abgrenzung deuten auf eine divergente Evolution hin. Die Nuancen der selektierten Merkmale folgen aus der stammesgeschichtlichen Entwicklung der Arten (Abb. 28).

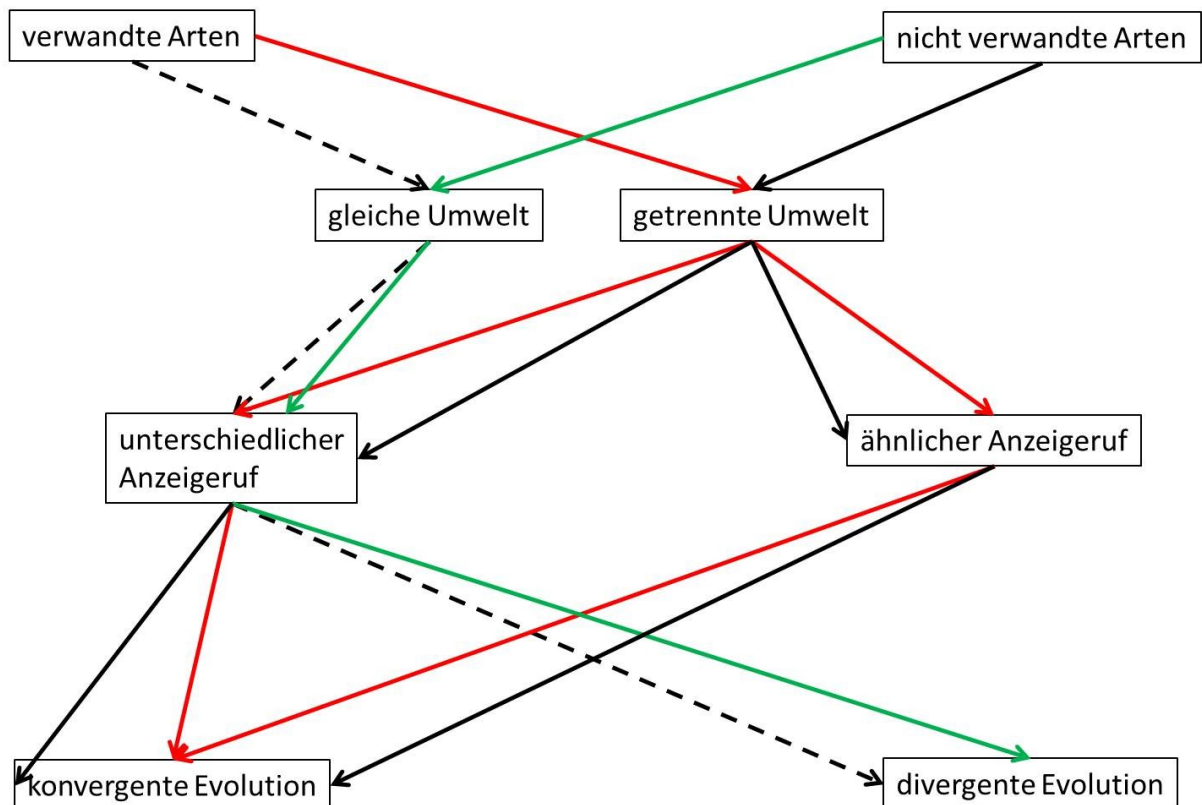


Abbildung. 28: Schema zur möglichen evolutiven Entwicklung der Anzeigerufe bei verwandten und nicht verwandten Arten in gleicher oder räumlich getrennter Umwelt. Die unterschiedlich markierten Pfeile beschreiben die unterschiedlich möglichen Zusammenhänge die zu einer divergenten oder konvergenten Evolution geführt haben könnten. Rote und gestrichelte Pfeile markieren Kombinationen bei verwandten Arten und den daraus resultierenden Varianten der Evolution. Die grünen und schwarzen Pfeile markieren Kombinationen bei nicht verwandten Arten und den daraus resultierenden Varianten der Evolution.

Daher stellt sich die Frage, wie stark der Einfluss der stammesgeschichtlichen Entwicklung (Phylogenie) auf die in Kapitel 1 ermittelten akustischen Merkmale ist. Im Falle einer konvergenten Evolution sollte er eher gering sein. Während die Phylogenie bei einer divergenten Evolution bestimmend für Ausprägungen der akustischen Merkmale stehen sollte. Lassen sich diese möglichen Zusammenhänge über Gattungs- und Familiengrenzen hinweg bestätigen? Lässt sich anhand der Verteilung der akustischen Merkmale in der Phylogenie erkennen, welcher evolutive Vorgang, ob divergent oder konvergent, zur Ausprägung der akustischen Merkmale in den einzelnen Arten geführt hat? Eine Untersuchung über Familien und Gattungsgrenzen, wie hier durchgeführt, könnte Hinweise auf die Beantwortung solcher Frage liefern.

## 3.2. Material und Methoden.

### 3.2.1. Datenquellen und Bearbeitung der phylogenetischen Daten.

Die Taxonomie der in Kapitel 1 untersuchten Arten folgt der Datenbank „Amphibienarten der Welt“ (<http://research.amnh.org/vz/herpetology/amphibia/>). Als Referenz habe ich die Aktualisierung dieser Datenbank vom 5. Februar 2019 verwendet (Frost et al. 2019). Die Grundlage für den Vergleich zwischen stammesgeschichtlicher Verwandtschaft und den akustischen Merkmalen bildete die berechnete genetische Verwandtschaftsanalyse von Jetz und Pyron (2018), welche auf den genetischen Daten von 4061 Amphibienarten basiert. Diese stammesgeschichtliche Verwandtschaftsanalyse besteht aus einer Kombination mehrerer genetischer Daten und per Berechnung eingefügter Taxa und umfasst 7238 Amphibienarten (für Details siehe Jetz & Pyron 2018), darunter 6380 Froscharten.

Diese Phylogenie und der in Kapitel 1 ermittelte akustische Datensatz wurden von mir anhand der Arten aneinander angeglichen, indem alle Froscharten aus dem Datensatz und aus dem phylogenetischen Baum entfernt wurden, die nicht in beiden gleichzeitig existierten. Im phylogenetischen Baum wurden dadurch die nicht existenten Arten mit ihren finalen Zweigen aus dem Baum gestrichen und der Baum auf die vorliegenden akustischen Daten reduziert (Revell 2011). Diese Anpassung wurde von mir für alle sechs ermittelten akustischen Merkmale einzeln vorgenommen. Auf diese Weise erhielt ich sechs Phylogenien mit einer unterschiedlichen Anzahl von Arten: für die dominante Frequenz ( $n_{\text{Arten}} = 1291$ ), für die Pulsrate ( $n_{\text{Arten}} = 1184$ ), für Ruflänge ( $n_{\text{Arten}} = 1268$ ), für die Pulslänge ( $n_{\text{Arten}} = 966$ ), für Frequenzmodulation der Pulse ( $n_{\text{Arten}} = 851$ ) und für die Gilden der Anzeigerufe ( $n_{\text{Arten}} = 1166$ ). Die resultierenden sechs Phylogenien wurden von mir, mittels einer anderen Außengruppe, ebenfalls neu ausgerichtet (gewurzelt). Um die Entwicklung der akustischen Eigenschaften der Anzeigerufe innerhalb der Ordnung der Frösche zu beleuchten, war es nicht sinnvoll, eine Außengruppe zu verwenden, die weit außerhalb der Amphibien lag. Daher war es notwendig, eine Außengruppe zu wählen, die eng mit den Fröschen verwandt ist, jedoch nicht Mitglied dieser Ordnung ist und keine akustische Kommunikation betreibt. Als neue Außengruppe habe ich daher beschlossen, die Art *Caecilia tentaculata* aus der Ordnung der Blindwühlen (Gymnophiona) auszuwählen. Diese Ordnung der Amphibien hat sich sehr früh in der Evolutionsgeschichte von den Ordnungen der Frösche und Salamander getrennt (Jetz & Pyron 2018). Darüber hinaus gibt es keine Hinweise darauf, dass Blindwühlen akustische Kommunikation betreiben (Wells 2010), obwohl eine sehr kleine Anzahl von Arten, *Sylvacaecilia grandisonae* (Largen et al. 1972) und *Dermophis mexicanus* (Thurrow & Gould 1977) in der Lage sind, Schall zu erzeugen. Das Trimmen und erneute Ausrichten der Phylogenien wurde mit dem R-Paket „ape“ durchgeführt.

### 3.2.2. Vergleich zwischen Phylogenie und akustischen Merkmalen.

Um den Zusammenhang zwischen den akustischen Merkmalen und der Phylogenie zu untersuchen, habe ich die phylogenetische Abhängigkeit als Pagel's  $\lambda$  und Blomberg's  $K$  für die in Kapitel 1 gemessenen akustischen Merkmale dominante Frequenz, Frequenzmodulation der Pulse, Pulsrate, Pulslänge und Ruflänge bestimmt (Pagel 1999; Blomberg et al. 2003). Beide Modelle nehmen an, dass die Evolution von Merkmalen auf Grundlage der brownischen Bewegung stattfinden (Pagel 1999; Blomberg et al. 2003). Unter der brownischen Bewegung versteht man die zufällige Bewegung von Teilchen in Gasen oder Flüssigkeiten. In der Evolutionsbiologie geht dieses Modell von einer zufälligen Veränderung von Merkmalen aus, wobei diese Veränderung der Merkmale als Summe vieler ungerichteter kleiner Einflüsse verstanden wird (Futuyma 2007).

Pagel's  $\lambda$  misst dabei die grundlegende phylogenetische Abhängigkeit der beobachteten Merkmale in Relation zur brownischen Bewegung (Pagel 1999). Blomberg's  $K$  hingegen beschreibt wie stark die phylogenetische Abhängigkeit der beobachteten Merkmale, dem zuvor genannten Evolutionsmodell (Blomberg et al. 2003) ähnelt. Der Berechnung der Werte von Blomberg's  $K$  basierte auf mehreren zufälligen Simulationen der möglichen Entwicklungswege der beobachteten akustischen Merkmale ( $n_{sim} = 2.000$ ).

Für die in Kapitel 1 ermittelten Gilden der Anzeigerufen wurde ebenfalls ein phylogenetisches Signal als Pagel's  $\lambda$  und Blomberg's  $K$  bestimmt. Zudem habe ich die genetischen Distanzen und die akustischen Distanzen zwischen Arten miteinander verglichen, um Übereinstimmungen zwischen Genetik und Akustik zu identifizieren. Dazu habe ich aus den in Kapitel 1 ermittelten akustischen Daten eine Distanzmatrix nach Gower (1971) errechnet. Die genetischen Daten, aus der stammesgeschichtlichen Analyse von Jetz & Pyron (2018) wurden danach von mir an die Arten in der akustischen Distanzmatrix angeglichen. Aus diesem genetischen Datensatz habe ich ebenfalls eine genetische Distanzmatrix mittels eines Indelblock-Modells errechnet (Paradis 2011). Die Wahl des Indelblock-Modells erfolgte aufgrund der vielen Lücken in der Zusammenstellung der genetischen Daten, um diese zu berücksichtigen. Diese fehlenden Daten in der genetischen Sequenz werden dabei zusammengefasst und als eigenständiges Merkmal für die Distanzberechnung behandelt. Abschließend wurden diese beiden Distanzmatrizen von mir mittels eines Manteltest verglichen. Die Bestimmung der phylogenetischen Abhängigkeit und der Vergleich zwischen genetischer Verwandtschaft und akustischer Ähnlichkeit erfolgte mit den der R-Paketen „geiger“, „phytools“ und „ape“.

### **3.2.3. Verteilung der akustischen Merkmale in der Phylogenie der Froschlurche.**

Um die Verteilung und Entstehung der ermittelten akustischen Merkmale aus Kapitel 1 innerhalb der verwandtschaftlichen Beziehungen zu analysieren, habe ich die akustischen Merkmale und die Gilden der Anzeigerufe auf die jeweils angepassten Phylogenien von Jetz & Pyron (2018) abgebildet. Dieses Verfahren zeigt die Veränderungen der akustischen Merkmalszustände im Laufe der stammesgeschichtlichen Entwicklung der Froscharten auf. Dabei werden die wahrscheinlichsten Veränderungen in den Merkmalszuständen vom Vorfahren zum Nachfahren hin mit unterschiedlichen Zuständen markiert. Die Veränderungen der Merkmalszustände in den gemessenen akustischen Merkmalen erfolgten mittels einer Abschätzung der ursprünglichen Merkmalszustände mit Hilfe des brownischen Bewegungsmodells. Dabei habe ich angenommen, dass die gemessenen akustischen Merkmalszustände einer einheitlichen Evolutionsrate unterliegen (Harmon et al. 2010). Die Zustände in den inneren Knoten des Baumes beruhen dabei auf einer Abschätzung nach der Maximum-Likelihood-Methode (Aldrich 1997). Für die Veränderung und Entstehung der Rufgilden habe ich das Modell einer Markov-Chain aufgrund ihres kategorialen Zustandes genutzt. Die entsprechenden Zustände in den Knoten habe ich mittels eines Markov-Chain-Monte-Carlo-Ansatzes in 100 Entwicklungsbäumen simuliert (stochastische Zustandsabbildung) (Huelsenbeck et al. 2003), um die wahrscheinlichsten Zustände zu erhalten. Die Verteilung und Entstehung der akustischen Zustände und Gilden der Anzeigerufe in der Phylogenie der Froschlurche wurden mit dem R-Paket „phytools“ durchgeführt.

### 3.3. Ergebnisse.

#### 3.3.1. Vergleich der Phylogenie und der akustischen Merkmale.

Die Korrelation der akustischen Eigenschaften mit der Phylogenie der untersuchten Arten (Pagel's  $\lambda$ ) zeigte Abhängigkeiten aller akustischen Eigenschaften der Anzeigerufe (dominante Frequenz, Pulsrate, Ruflänge, Pulslänge, Frequenzmodulation der Pulse und Gilden der Anzeigerufen) von der Verwandtschaft der Arten, allerdings in unterschiedlichem Maß. Aus statistischer Sicht wiesen die dominante Frequenz ( $n_{\text{Arten}} = 1291$ ,  $\lambda = 0.95$ ), die Pulsrate ( $n_{\text{Arten}} = 1184$ ,  $\lambda = 0.71$ ) und Rufgilden ( $n_{\text{Arten}} = 1166$ ,  $\lambda = 0.83$ ) die größten Zusammenhänge mit den verwandtschaftlichen Beziehungen auf (Tab. 23) (Pagel 1999). Ihre Ausprägung basiert auf den verwandtschaftlichen Beziehungen zwischen den Arten. Die Ruflängen ( $n_{\text{Arten}} = 1268$ ,  $\lambda = 0.17$ ), Pulslängen ( $n_{\text{Arten}} = 966$ ,  $\lambda = 0.32$ ) und die Frequenzmodulation der Pulse ( $n_{\text{Arten}} = 851$ ,  $\lambda = 0.36$ ) hingegen wiesen nur einen geringen phylogenetischen Einfluss auf (Tab. 3). Diese Ausprägung dieser Merkmale wird also nicht nur durch die Phylogenie bestimmt.

Die Korrelation mittels Blomberg's K ergab, dass nur die dominante Frequenz ( $n_{\text{Arten}} = 1291$ ,  $K = 0.65$ ) eine deutliche Abhängigkeit zur genetischen Verwandtschaft aufwies. Die Phylogenie ist für dieses Merkmal bestimmend. Die Ergebnisse für die Pulsraten ( $n_{\text{Arten}} = 1184$ ,  $K = 0.13$ ), die Frequenzmodulation der Pulse ( $n_{\text{Arten}} = 851$ ,  $K = 0.14$ ) und die Gilden der Anzeigerufe ( $n_{\text{Arten}} = 1166$ ,  $K = 0.17$ ) zeigten, dass ihr Zusammenhang mit der genetischen Verwandtschaft weniger stark ausgeprägt ist als im Vergleich zur dominanten Frequenz. Den anderen zwei akustischen Eigenschaften (Ruflänge und Pulslänge) konnte mittels Blomberg's K kein phylogenetischer Zusammenhang nachgewiesen werden (Tab. 23). Der Vergleich zwischen genetischer und akustischer Distanz zwischen den Arten ergab nach mehreren Permutationen ( $n = 999$ ) keine Korrelation ( $p = 0.15$ ,  $z = 869919.9$ ,  $n_{\text{Arten}} = 905$ ). Die akustischen und genetischen Unterschiede zwischen den Arten sind voneinander unabhängig.

Tabelle. 23: Pagel's  $\lambda$  und Blomberg's K für die akustischen Merkmale dominante Frequenz, Frequenzmodulation der Pulse, Pulsrate, Ruflänge und Pulslänge und Pagel's  $\lambda$  für die Rufgilden von N(Arten). Blomberg's K als Resultat zufälliger Simulationen ( $n_{\text{sim}} = 2000$ ) mit Angabe der entsprechenden Signifikanz.

Akustische Merkmale	N(Arten)	Pagel's $\lambda$	Blomberg's K	Signifikanz
Dominante Frequenz [kHz]	1291	0.95	0.65	$p \leq 0.001$
Pulsrate [Pulse/s]	1184	0.71	0.13	$p = 0.006$
Ruflänge [s]	1268	0.17	0.17	$p = 0.175$
Pulslänge	966	0.32	0.08	$p = 0.75$
Frequenzmodulations der Pulse	851	0.36	0.14	$p = 0.01$
Rufgilden	1166	0.83	0.17	$p \leq 0.001$

### 3.3.2. Verteilung der akustischen Merkmale in der genetischen Phylogenie der Frösche.

Die Präsenz der akustischen Merkmale in der Phylogenie zeigte unterschiedliche Verteilungen innerhalb der Frösche. Die Kombinationen der dominanten Frequenz, der Pulsrate, und der Frequenzmodulation der Pulse sind eher zufällig in den Kladen verteilt (Abb 29 - 31.). Diese akustischen Merkmale verteilen sich inkongruent über die Phylogenie der Frösche. Ähnliche dominante Frequenzen (z.B. in den Gattungen *Eleutherodactylus*, *Huia*, *Stumpffia*), Pulsraten (z.B. in den Gattungen *Heterixalus*, *Crinia*, *Scinax*) und Frequenzmodulationen der Pulse (z.B. in den Gattungen *Leptodactylus*, *Mantidactylus*, *Eleutherodactylus*) ließen sich in verschiedenen nicht näher verwandten Gattungen finden. Die Verteilung der akustischen Merkmale in der Phylogenie der Frösche deutet auf einen homoplastischen Charakter hin. Sie sind also das Resultat einer konvergenten Entwicklung. Die Zustände dieser akustischen Merkmale haben sich mehrmals unabhängig voneinander entwickelt.

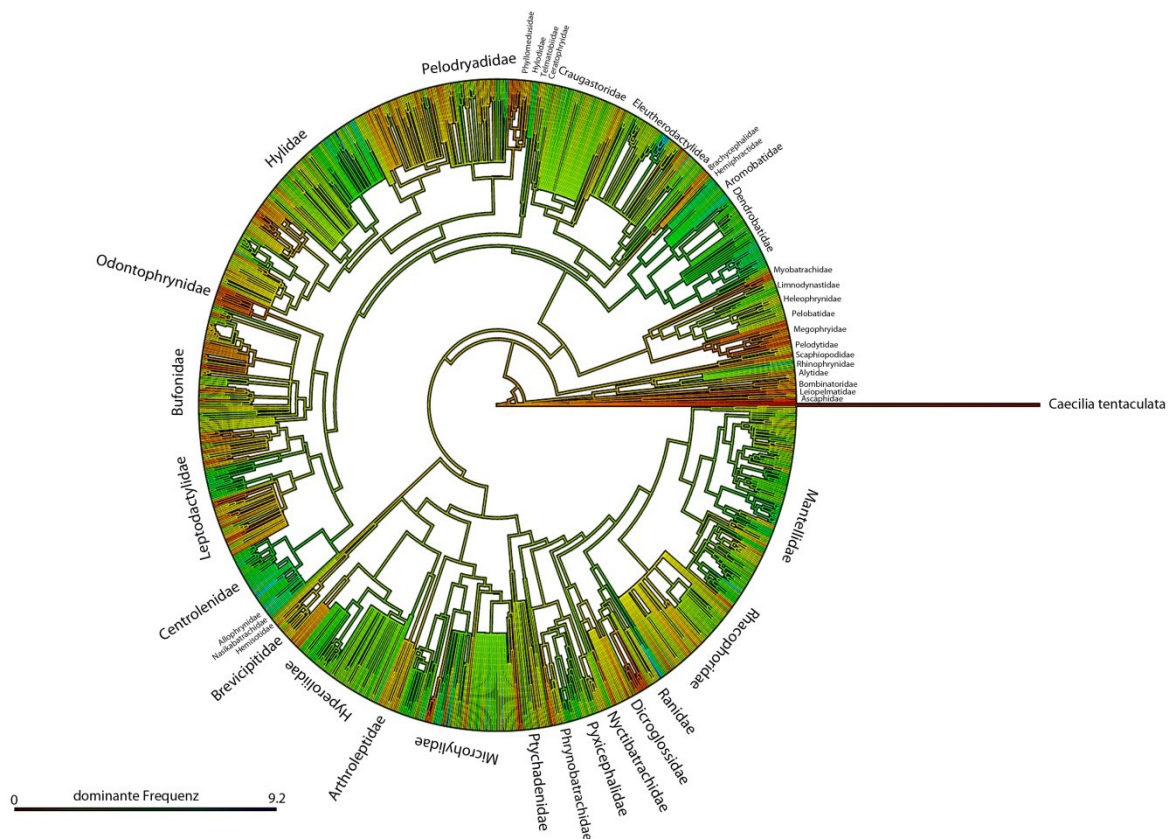


Abbildung 29: Verteilung und Entstehung der dominanten Frequenzen ( $n = 1291$ ) auf die verwandtschaftlichen Beziehungen aus der angepassten Phylogenie von Jetz & Pyron (2018). Die Vorhersage der ursprünglichen Zustände beruht auf der Annahme der brownischen Bewegung als Evolutionsmodell mit einer gleichen Evolutionsrate für alle Zustände der dominanten Frequenz. Als Außengruppe wurde die Gymnophione *Caecilia tentaculata* gewählt. Die Zustände der dominanten Frequenz reichen von 0 kHz (rot) als niedrigsten Zustand bis 9.2 kHz (dunkelblau) als höchster Zustand. Der Verlauf der Farbskala entspricht der kontinuierlichen Veränderung der dominanten Frequenz.





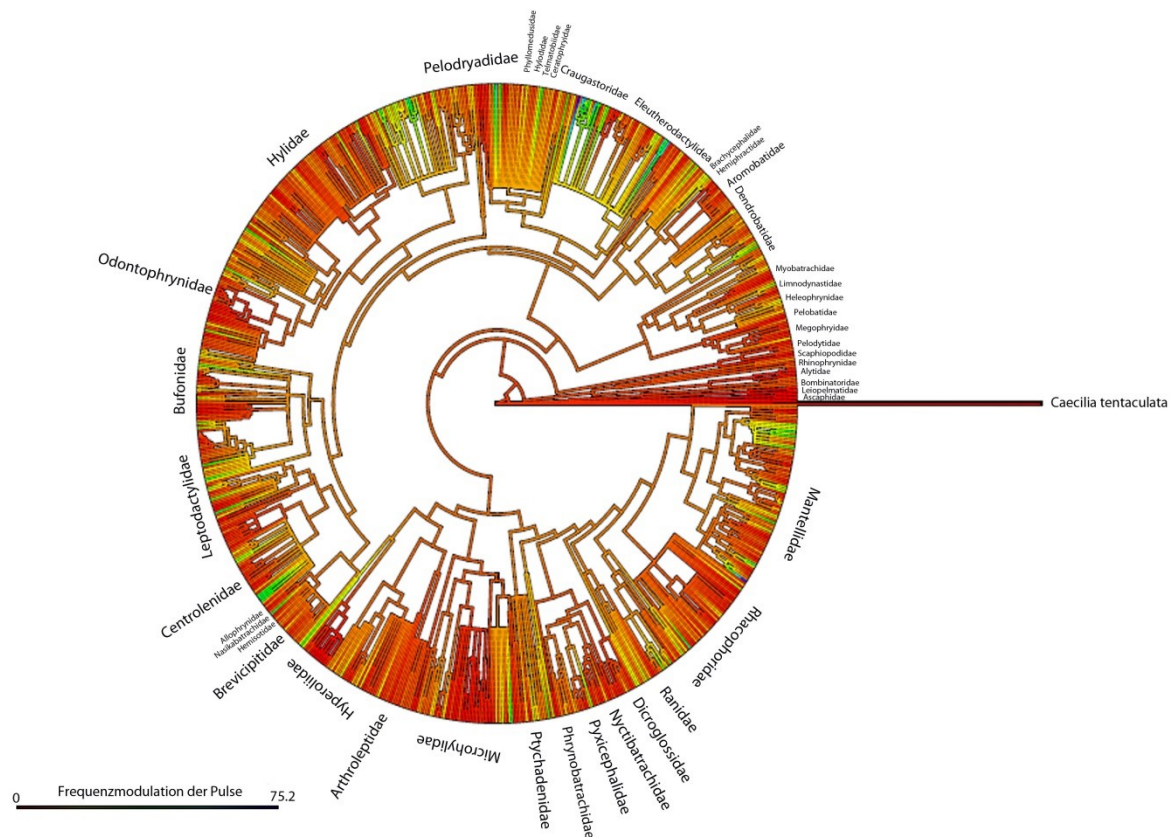


Abbildung 31: Verteilung und Entstehung der gemessenen Frequenzmodulation der Pulse ( $n = 851$ ) auf die verwandtschaftlichen Beziehungen aus der angepassten Phylogenie von Jetz und Pyron (2018). Die Vorhersage der ursprünglichen Zustände beruht auf der Annahme der brownischen Bewegung als Evolutionsmodell mit einer gleichen Evolutionsrate für alle Zustände der Frequenzmodulation der Pulse. Als Wurzel für diesen Verwandtschaftsbaum dient die Art *Caecilia tentaculata* (verlängerte Zweig in der Darstellung). Die Zustände der Frequenzmodulation der Pulse reichen von 0 Hz/ms (rot) als niedrigster Wert bis 75.2 Hz/ms (dunkelblau) als höchster Wert. Der Verlauf der Farbskala entspricht der kontinuierlichen Veränderung der Frequenzmodulation der Pulse.

Ebenso verhielt es sich mit der Verteilung der Gilden der Anzeigerufen. Die Merkmalszustände waren auch hier inkongruent verteilt (Abb. 32). Nicht näher verwandte Gruppen von Fröschen wiesen ähnliche Gruppen von Anzeigerufen auf. So ließ sich z.B. die Anzeigerufgruppe C in den Gattungen *Raorchestes*, *Spea* und *Anaxyrus* finden und die Anzeigerufgruppe A in den Gattungen *Stumpffia*, *Ameerega* und *Aplastodiscus*. Ähnlich wie für die gemessenen akustischen Merkmale stellen die Rufgilden Homoplasien dar. Sie sind ebenfalls mehrfach unabhängig voneinander entstanden und somit das Ergebnis einer konvergenten Entwicklung.

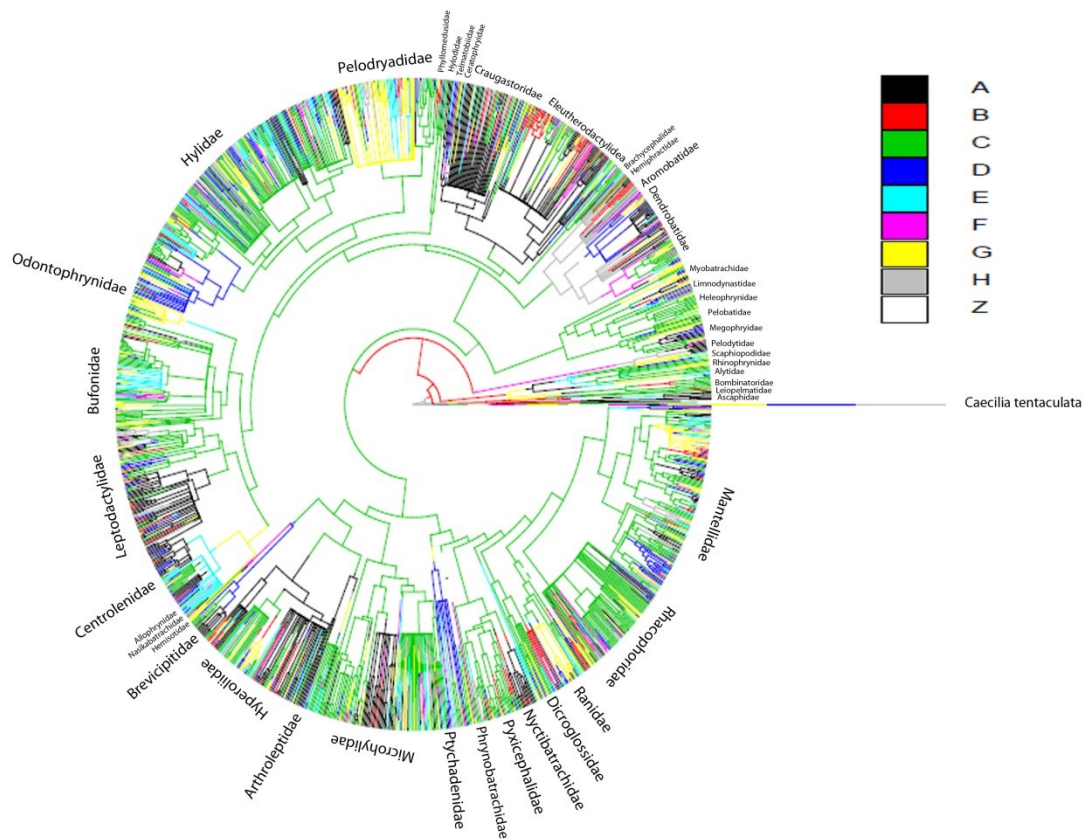


Abbildung 32: Verteilung und Entstehung der in Kapitel 1 bestimmten Anzeigerufgilden (a-z) (n = 1166) als Endzustand auf die verwandtschaftlichen Beziehungen auf die angepasste Phylogenie von Jetz und Pyron (2018). Die Vorhersage der ursprünglichen Zustände beruht auf der simulierten Berechnung von 100 Verwandtschaftsbäumen mittels eines continuous-time Markov chain model mit der Art *Caecilia tentaculata* als Wurzel. Gilden (a-z) entsprechen bestimmten Komplexitäten der Anzeigerufe, von „a“ als einfache nicht frequenzmodulierte und nicht gepulste Rufe bis „h“ als frequenzmodulierte komplexe Rufe mit „z“ als Gilde ohne akustische Kommunikation. Verteilung der Gilden zeigt ein inhomogenes Bild.



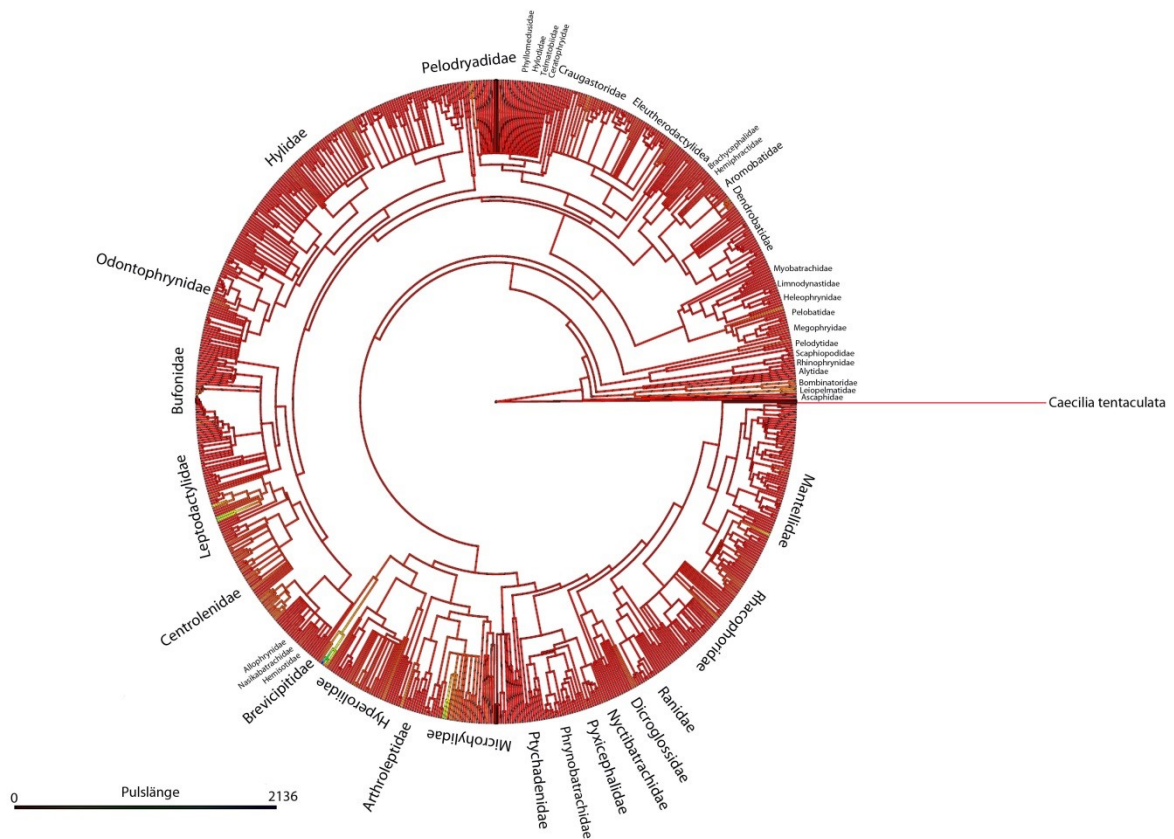


Abbildung 34: Verteilung und Entstehung der gemessenen Pulsängen (n = 966) auf die verwandtschaftlichen Beziehungen aus der angepassten Phylogenie von Jetz und Pyron (2018). Die Vorhersage der ursprünglichen Zustände beruht auf der Annahme der brownischen Bewegung als Evolutionsmodell mit einer gleichen Evolutionsrate für alle Zustände der Pulsänge. Als Wurzel für diesen Verwandtschaftsbaum dient die Art *Caecilia tentaculata* (verlängerte Zweig in der Darstellung). Die Pulsängen reichen von 0 ms (rot) als niedrigsten Wert bis 2136 ms (dunkelblau) als höchsten Wert. Der Verlauf der Farbskala entspricht der kontinuierlichen Veränderung der Pulsängen.

### 3.4. Diskussion.

Der indirekte Nachweis, dass die akustischen Merkmale der Anzeigerufe der Frösche vererbt werden (Gerhardt et al. 1980; Duellman & Trueb 1994; Hoskin et al. 2005), führte zu dem Schluss, dass diese Merkmale von der stammesgeschichtlichen Verwandtschaft geprägt werden (Mecham 1960; Gerhardt et al. 1980; Mable & Bogart 1991; Roberts 2010). Gleichzeitig ergaben andere Analysen, dass die selektierten akustischen Merkmale auf Anpassungen an die Umwelt beruhen (Ryan & Wilczynski 1991; Wiley 1991; Penna & Solís 1996), ebenfalls gezeigt in Kapitel 2. Daher stellte sich die Frage, in wie weit die stammesgeschichtliche Entwicklung im Zusammenhang mit den Ausprägungen der akustischen Merkmale aus Kapitel 1 stehen. Ist die Phylogenie eher bestimmend oder die Umwelt. In diesem Teil meiner Arbeit konnte ich nachweisen, dass ein Zusammenhang zwischen akustischen Merkmalen und der Phylogenie der Frösche vorhanden ist, der unterschiedlich für die akustischen Merkmale ausgeprägt ist. Im Zusammenhang mit den vorhergehenden Ergebnissen, dass sowohl die Umwelt als auch die Phylogenie für die Ausprägung der akustischen Merkmale bestimmend sind. Die Ausprägungen der akustischen Merkmale der dominanten Frequenz, Pulsraten, Frequenzmodulationen der Pulse und Rufgilden werden von der Phylogenie stark mitbestimmt. Die Stärke der phylogenetischen Signale, insbesondere bei der dominanten Frequenz, spricht für eine divergente Entwicklung der akustischen Merkmale. Ein Ergebnis im Einklang zu vorangegangenen Analysen. Sie konnten ebenfalls Zusammenhänge mit der Phylogenie und den akustischen Merkmalen ausmachen (Bernal et al. 2005; Amézquita et al. 2009; Velásquez et al. 2013). Die Ursache hierfür ist die Selektion dieser akustischen Merkmale basierend auf Anpassungen der Morphologie und dem Verhalten. Hier folgte die Selektion der akustischen Merkmale den Anpassungen der Morphologie und Verhaltensweisen an die Bedingungen im Lebensraum und der sexuellen Selektion. Anpassungen der körperlichen Eigenschaften und Verhaltensweisen, die sich nicht ohne weiteres schnell ändern. Ihre Ausprägung beruht auf zufälligen Veränderungen, deren Selektion im Laufe der Evolution einen Fitnessvorteil brachte (Futuyma 2005) und vererbt wurde. Diese Anpassungen sind daher mit der Phylogenie der Arten verknüpft, so dass die Ausprägung der akustischen Merkmale ebenfalls diesem divergenten Weg folgt.

Die Selektion dieser Merkmale hat in der stammesgeschichtlichen Entwicklung zu einer Isolation zwischen Arten geführt. Frösche sind aus akustischer Sicht sexuell dimorphe Arten (Gerhardt et al. 2000), da die Wahl der Weibchen darüber bestimmt, welche akustischen Merkmale präferiert werden und welche nicht (Duellman & Trueb 1994, Gerhardt & Huber 2002). Allerdings kann gerade die sexuelle Selektion durch die Weibchen zu Verschiebungen in den akustischen Merkmalen führen (Gerhardt 1991). Veränderungen, die innerhalb einer Population soweit führen können, dass die Anzeigerufe gravierende Unterschiede zeigen und nicht mehr als arteigen identifiziert werden. Aus einer Population heraus entstehen dadurch zwei getrennte Populationen. Eine Population mit den

ursprünglichen akustischen Merkmalen und eine weitere mit den neuen akustischen Eigenschaften der Anzeigerufe. Ein Vorgang, der als sympatrische Artbildung bezeichnet wird. Die akustischen Merkmale sind dabei entscheidend beteiligt (Vences et al. 2012). Was dazu führt, dass nah verwandte Arten ähnliche akustische Merkmale in ihren Anzeigerufen aufweisen, wie durch die älteren Analysen an einzelnen Gattungen nachgewiesen wurde (Ryan et al. 1996; Canatella et al. 1998). Eine solche Entwicklung von dominanter Frequenz, Pulsrate, Frequenzmodulation der Pulse und Gilden der Anzeigerufe aus einer Ursprungsart in zwei akustisch verschiedene Arten kann als divergente Evolution verstanden werden. Dabei kann die Diversifikation innerhalb der einzelnen Gattungen mit der Artbildung der Darwinfinken (Grant & Grant 2002) oder der Artbildung der Buntbarsche afrikanischer Seen (Seehausen 2006) verglichen werden. Wenige akustisch angepasste Arten haben sich im Laufe der Evolution in viele stärker akustisch spezialisierte Arten aufgefächert. Die temporalen Eigenschaften Ruflänge und Pulslänge werden hingegen nicht durch die Phylogenie bestimmt, was für eine konvergente Entstehung spricht. Ihre Entwicklung ist eher auf Umwelt bedingte Einflüsse zurückzuführen, ebenfalls bestätigt durch ältere Untersuchungen (Forti et al. 2016). Ursache hierfür sind Einflüsse, die in den verschiedenen Gattungen und in den unterschiedlichen Lebensräumen sehr ähnlich waren, so dass Arten innerhalb unterschiedlicher Gattungen unabhängig voneinander eine analoge Antwort darauf gefunden haben. Der Zwang, akustische Kommunikation zu betreiben, um geeignete Partner für die Fortpflanzung zu finden, bestand bei allen Arten. Interessanterweise zeigen die Verteilungen der dominanten Frequenz, Pulsraten, Frequenzmodulationen der Pulse und Rufgilden in der Phylogenie ein Muster, das ebenfalls auf eine konvergente Entwicklung hindeutet. Eine ähnliche Verteilung wie die Endothermie bei Fischen (Block et al. 1993). Ähnliche akustische Merkmale haben sich in unterschiedlichen Gattungen entwickelt. Ursache hierfür ist wahrscheinlich in der begrenzten Plastizität der morphologischen Strukturen und Verhaltensweisen bei den Fröschen zu suchen. Diese Begrenzung sorgt dafür, dass die Selektion auf bestimmte akustische Merkmale ebenfalls begrenzt ist. Eine begrenzte Rufplastizität, die zwangsläufig zur Entwicklung konvergenter Strukturen innerhalb der Phylogenie geführt haben könnten.

Demzufolge kann man zusammenfassend annehmen, dass, je nach Blickwinkel konvergente und divergente Evolution in den akustischen Merkmalen vorliegen. Diese Entwicklungen können dabei für einen großen Teil der Froscharten angenommen werden. Bei den Eigenschaften von dominanter Frequenz, Pulsrate, Frequenzmodulation der Pulse, der Gilden der Anzeigerufe sowie der Ruflänge, Pulslänge über Gattungsgrenzen hinweg kann man von konvergenter Evolution sprechen. Betrachtet man die Eigenschaften von dominanter Frequenz, Pulsrate, Frequenzmodulation der Pulse und Gilden der Anzeigerufe innerhalb von Gattungen, führt das zur Annahme einer divergenten Evolution, wobei die Entwicklung dieser Merkmale ein Ergebnis vieler zufälliger Veränderungen in Morphologie, Verhalten und des Habitats darstellen.



## Schlussfolgerungen/Outlook

Vergleicht man die Anzeigerufe von Froschlurchen kann man erkennen, dass zwischen den Arten große Ähnlichkeiten in Bezug auf ihre Anzeigerufe bestehen. Ähnlichkeiten die auch in anderen Tiergruppen wie Vögeln und Insekten existieren (Coultridge & van Staaden 2004; Boncoraglio & Saino 2006). Die Ausprägungen beruhen auf Abhängigkeiten mit dem Aussehen und dem Lebensraum (Erdtmann & Lima 2013). Daher stellte sich die Frage ob die Umweltbedingungen und die Biologie der Arten für die Ausprägung der akustischen Merkmale verantwortlich sind oder sie eine nur untergeordnete Rolle spielen? Wenn die Umweltbedingungen und Biologie der Arten einen nur begrenzten Einfluss haben sollten müssten die verwandtschaftlichen Beziehungen unter den Arten eine tragende Rolle in den Ausprägungen haben.

Um solche Abhängigkeiten zu untersuchen, habe ich geprüft ob eine Möglichkeit besteht Anzeigerufe in bestimmte Gruppen zusammen zu fassen. Gruppierungen die bereits für Reproduktionsstrategien (Duellman & Trueb 1986; Haddad & Prado 2005) und Kaulquappenmorphotypen bestehen (Gosner 1960; Altig & Johnston 1989; Altig & McDiarmid 2007; Schulze et al. 2015). Die Ergebnisse meiner Untersuchung zeigten, dass es möglich ist Anzeigerufe in Gilden zu organisieren. Diese Gilden fassen die Anzeigerufe unabhängig von der Verwandtschaft der Frösche zusammen, die auf der temporalen Struktur der Rufe beruhen. Diese Gilden machten es simpler, da sie den Anzeigeruf als Einheit betrachten, zu verstehen wie die Anpassungen entlang der verfügbaren Ressourcen verliefen (Root 1967). Die Verfeinerung der Gilden, durch bessere Abstufungen z.B. in den dominanten Frequenzen, kann die Vergleichbarkeit unter den Gilden erweitern. Eine Vergrößerung der Auflösung, um bessere Erkenntnisse im Zusammenspiel mit der Umwelt und der Biologie der Arten zu erhalten.

Die Ergebnisse aus den Vergleichen akustischen Merkmalen der Anzeigerufe bei unterschiedlicher Morphologie, Verhalten und Lebensraumnutzung konnten ältere Untersuchungen in einem globalen Rahmen bestätigen. Arten nutzen an fließenden Gewässer vorwiegend höhere Frequenzen als an ruhenden Gewässer (Feng et al. 2006). Kleinere Froscharten erzeugen höhere Frequenzen als große Arten (Gringas et al. 2013). Sie lieferten aber auch neue Erkenntnisse in den Zusammenhängen zwischen den Parametern aus Morphologie, Verhalten und Habitat (Kapitel 2). Zusammenhänge, die bei Fröschen bis jetzt nur unscharf umrissen oder gar nicht untersucht wurden (Köhler et al. 2017). Bisher bestätigt worden ist, dass Schallblasen als Radiator arbeiten und die erzeugten Frequenzen nicht beeinflussen (Martin 1972; Caprancia & Moffat 1983; Ryan 1986). Meine Ergebnisse zeigten jedoch eine Abhängigkeit der erzeugten Frequenzen von der Ausprägung der Schallblasen. Eine Abhängigkeit die vermutlich mit der Kopplung des Schalls an die Luft zusammen hängt. Weiterhin sind der Rufuntergrund und die Laichgewässer bedeutende Faktoren welche zu bestimmten Selektionen von



akustischen Merkmalen führen, besonders für die dominante Frequenz, der Pulsraten und den Rufgilden. Eine Adaption an Bedingungen der Umwelt, ähnlich dem von Pavianen oder Murmeltieren (Daniel & Blumenstein 1998; Ey et al. 2009). Die multivariate Analyse zeigte, dass vor allem die spektralen Eigenschaften (dominante Frequenz) die durch Kombinationen aus Umwelt, dem Verhalten und Morphologie bestimmt werden, wobei die Morphologie der einflussreichste Faktor ist. Die Kombinationen von Faktoren die zu akustischen Unterschieden führt, wie bei *Andropadus virens* (Slabbekoorn & Smith 2007). Die temporalen Eigenschaften eines Anzeigerufes hingegen sind für sich genommen einzelne Anpassungen verschiedener Froscharten an bestimmte Umweltbedingungen. Erst im Zusammenhang als Gilde lässt sich erkennen, dass die temporalen Strukturen ebenfalls viele gleichzeitig einfließende Umweltfaktoren widerspiegeln. Diese neue Erkenntnis lässt Rückschlüsse auf Verhalten und Lebensraumnutzung der Froscharten anhand der strukturellen Zusammensetzung des Anzeigerufes zu. Zusammengefasst zeigen diese Ergebnisse, dass ein Teil der akustischen Merkmale Anpassungen an Umwelteinflüsse sind.

Die Auswirkungen der stammesgeschichtlichen Entwicklung auf die akustischen Merkmale waren ebenfalls unterschiedlicher Natur. Die dominante Frequenz, die Frequenzmodulation der Pulse, die Pulsraten und die Rufgilden werden hauptsächlich durch die Phylogenie bestimmt. Ihre Ausprägungen sind durch viele kleinere zufällige Veränderungen entstanden (Kapitel 3). Hier ist der Zusammenhang in der Abgrenzung der Arten untereinander zu sehen. Die morphologischen Merkmale und Verhaltensmuster und die stammesgeschichtliche Entwicklung strukturieren die Verteilung dieser akustischen Merkmale. Ein ähnlicher Zusammenhang wie Waldstörungen im Zusammenhang mit der Phylogenie die Fortpflanzungsmerkmale innerhalb tropischer Feuchtwaldgemeinschaften verteilt (Chazdon et al. 2003). Die Ruf- und Pulslängen zeigen keine Beziehung zu verwandtschaftlichen Beziehungen. Sie scheinen hauptsächlich Anpassungen an Umweltbedingungen darzustellen (Kapitel 3). Umweltbedingungen die für alle Arten sehr ähnlich waren wie das Erbeuten von Kleinstlebewesen bei Quallen und Schwarmfischen (Kutschera 2012). Interessanterweise deutet die Verteilung der dominanten Frequenzen, Frequenzmodulationen, Pulsraten und der Rufgilden in der Phylogenie auf eine konvergente Evolution. Eine Verteilung die wahrscheinlich auf die Beschränkungen der Morphologie und den Lebensraum zurückgeht. Diese Begrenzungen zeichnen sich dadurch aus dass in der Entwicklungsgeschichte Konvergenzen auftreten, so dass sich ähnliche akustische Merkmale mehrfach unabhängig voneinander entwickelt haben.

Zusammenfassend lässt sich damit sagen, dass keine der ursprünglich aufgestellten Hypothesen allein zutreffend ist. Vielmehr ist die Entwicklung der akustischen Merkmale ein Ergebnis von der Biologie und dem Lebensraum der Arten sowie ihrer stammesgeschichtlichen Entwicklung. Die Ergebnisse könnten in Zukunft ein tieferes Verständnis für Lebensweisen und Biologie der Frösche zu erbringen.

Die Vergleichbarkeit der Rufgilden ermöglicht es, die Zusammenhänge zwischen der Akustik und den Umweltbedingungen schneller zu greifen und einfacher zu interpretieren. Dadurch sollte es möglich sein, anhand akustischer Aufnahmen bereits grundlegende Aspekte des Lebensraumes und der Biologie der Arten zu erfassen. Verfeinerungen in den Umwelteigenschaften, Lebensweisen und akustischen Merkmalen würden die Auflösung erhöhen, um sogar die Mikrohabitate der Arten bestimmen zu können.

# Referenzen

- Aldrich J. 1997: R. A. Fisher and the Making of Maximum Likelihood 1912–1922. *Statistical Science*, 12: 162–176.
- Altig R. and G.F. Johnston 1989: Guilds of anuran larvae: relationship among developmental modes, morphologies and habitats. *Herpetological Monographs*, 3: 81–109.
- Altig R. and R.W. McDiarmid 2007: Morphological diversity and evolution of egg and clutch structure in amphibians. *Herpetological Monographs*, 21: 1–32.
- Amézquita A., Lima A.P., Jehle R., Castellanos L., Ramos O., Crawford A.J., Gasser H. and W. Hödl 2009: Calls, colours, shapes, and genes: a multi-trait approach to the study of geographic variation in the Amazonian frog *Allobates femoralis*. *Biological Journal of the Linnean Society*, 9: 826–838.
- Arch V.S., Grafe T.U. and P.M. Narins 2008: Ultrasonic signalling by a Bornean frog. *Biology Letters*, 4: 19–22.
- Báez A.M. and L. Nicoli 2008: A new species of *Notobatrachus* (Amphibia, Salientia) from the Middle Jurassic of northwestern Patagonia. *Journal of Paleontology*, 82: 372–376.
- Barker N.K. 2008: Bird song structure and transmission in the neotropics: trends, methods and future directions. *Ornithologia Neotropical* 19: 175–199.
- Bee M.A., Suyesh R. and S.D. Biju 2013: Vocal behavior of the Ponmudi Bush Frog (*Raorchestes graminirupes*): repertoire and individual variation. *Herpetologica*, 69: 22–35.
- Belanger R.M. and L.D. Corkum 2009: Review of Aquatic Sex Pheromones and Chemical Communication in Anurans. *Journal of Herpetology*, 43:184–191.
- Bernal X.E., Guarnizo C. and H. Lüddecke 2005: Geographic variation in the advertisement call and genetic structure of the Andean frog *Colostethus palmatus*. *Herpetologica*, 61: 395–408.
- Blair W.F. 1955: Mating call and stage of speciation in the *Microhyla olivacea*-*M. carolinensis* complex. *Evolution*, 9: 469–480.
- Blair W.F. 1958: Mating Call in the Speciation of Anuran Amphibians. *The American Naturalist*, 92: 27–51.
- Blair W.F. 1974: Character displacement in frogs. *American Zoologist*, 14: 1119–1125.
- Blaustein A.R. and R.K. O'Hara 1982: Kin recognition cues in *Rana cascadae* tadpoles. *Behavioral and Neural Biology*, 36: 77–87.
- Block B.A., Finnerty J.R., Stewart A.F. and J. Kidd 1993: Evolution of endothermy in fish: mapping physiological traits on a molecular phylogeny. *Science*, 260: 210–214.
- Blomberg S.P., Garland Jr T. and A. R. Ives 2003: Testing for phylogenetic signal in comparative data: Behavioral traits are more labile. *Evolution*, 57: 717–745.
- Bogart C.M. 1960: "The influence of sound on the behavior of amphibians and reptiles", in W. E. Lanyon and W. N. Tavolga (Eds.). *Animal Sounds and Communication*. Amer. Inst. Biol. Sci. Publ. 7: 137–320.

- Boncoraglio G. and N. Saino 2006 Habitat structure and the evolution of bird song: a meta-analysis of the evidence for the acoustic adaptation hypothesis. *Functional Ecology*, 21: 134-142.
- Bradbury J.W., Vehrencamp S.L. 2011: *Principles of animal communication*. Sinauer Associates, Sunderland, USA, 697 pp.
- Breiman, L. 2001: Random Forests. *Machine Learning*, 45: 5-32.
- Brepson L., Voituren Y. and T. Lengagne 2013: Condition-dependent ways to manage acoustic signals under energetic constraint in a tree frog. *Behavioral Ecology*, 24: 488–496.
- Canatella D.C., Hillis D.M., Chippindale P.T., Weigt L., Rand A.S. and M.J. Ryan 1998: Phylogeny of frogs of the *Physalaemus pustulosus* species group, with an examination of data incongruence. *Systematic Biology*, 47: 311–335.
- Capranica R.R. 1965: *The evoke vocal response of the bullfrog*. M.I.T. Press. Cambridge, USA, Research Monograph 33 106pp.
- Capranica R.R. and A.J.M. Moffat 1983: Neurobehavioral Correlates of Sound Communication in Anurans. In: J.-P. Ewert, R.R. Capranica, D. Ingle (Eds.), *Advances in Vertebrate Neuroethology*. Plenum Press, New York (1983), pp. 701-730.
- Carroll R.L. 1988: *Vertebrate Paleontology and Evolution*. W.H. Freeman and Company, New York, USA, 698pp.
- Castellano S. and C. Giacoma 1998: Stabilizing and directional female choice for male calls in the European green toad. *Animal Behaviour*, 56: 275–287.
- Chappuis C. 1971: Un exemple de l'influence du milieu sur les émissions vocales des oiseaux: l'évolution des chants en forêt équatoriale. *Terre et Vie*, 118: 183-202.
- Chazdon R.L., Careaga S., Webb C. and O. Vargas 2003: Community and phylogenetic structure of reproductive traits of woody species in wet tropical forests. *Ecological Monographs*, 73: 331–348.
- Chu J. and W. Wilczynski 2001: Social Influences on Androgen Levels in the Southern Leopard Frog, *Rana sphenocéphala*. *General and Comparative Endocrinology*, 121: 66–73.
- Cocroft R.B. and M.J. Ryan 1995: Patterns of advertisement call evolution in toads and chorus frog. *Animal Behaviour*, 49: 283-303
- Couldridge V.C.K. and M.J. van Staaden 2004: Habitat-dependent transmission of male advertisement calls in bladder grasshoppers (Orthoptera; Pneumoridae). *The Journal of Experimental Biology*, 207: 2777-2786.
- Daniel J.C. and D. Blumstein 1998: A test of the acoustic adaptation hypothesis in four species of marmots. *Animal Behaviour*, 56: 1517–1528.
- Dawson B. and M.J. Ryan 2009: Early experience leads to changes in the advertisement calls of male *Physalaemus pustulosus*. *Copeia*, 2009: 221–226.
- Desutter-Grandcolas L. 2002: Phylogeny and evolution of acoustic communication in extant Ensifera (Insecta, Orthoptera). *Zoologica Scripta* 32: 525-561.
- Docherty S., Bishop P.J. and N.I. Passmore 2000: Consistency of calling performance in male *Hyperolius marmoratus marmoratus*: implications for male mating success. *African Journal of Herpetology* 49: 43–52.

- Duellmann W. E. & Trueb L. 1994: *Biology of Amphibians*. The Johns Hopkins University Press, USA, 670pp.
- Erdtmann L.K. and A.P. Lima 2013: Environmental effects on anuran call design: what we know and what we need to know. *Ethology Ecology & Evolution*, 25: 1–11.
- Ey E., Rahn C., Hammerschmidt K. and J. Fisher 2009: Wild Female Olive Baboons Adapt their Grunt Vocalizations to Environmental Conditions. *Ethology*, 115: 493–503.
- Farmer E. E. and C.A. Ryan 1990: Interplant communication: airborne methyl jasomate induces synthesis of proteinase inhibitors in plant leaves. *PNAS*, 87: 7713–7716.
- Feng A. S., Narins P. M., Xu C-H., Lin W-Y., Yu Z-L., Qiu Q., Xu Z-M. and J-X. Shen 2006: Ultrasonic communication in frogs. *Nature*, 440: 333–336.
- Fisher R.A. 1930: *The genetical theory of natural selection*. Clarendon Press, Oxford, Großbritannien, 308pp.
- Forrest T.G. 1994: From Sender to Receiver: Propagation and Environmental Effects on Acoustic Signals. *American Zoologist*, 34: 644–654.
- Forti L.R., Costa W.P., Martins L.B. Nunes-de-Almeida C.H.L. and L.F. Toledo 2016: Advertisement call and genetic structure conservatism: good news for an endangered Neotropical frog. *PeerJ*, 4: 21–16.
- Frost D.R. 2019: Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.0 (letzter Zugriff 10. Juli 2019). Electronic Database accessible at <http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html>. American Museum of Natural History, New York, USA.
- Fry W. J. 1952: Mechanism of acoustic absorption in tissue. *The Journal of acoustical society of America*, 24: 412–415.
- Futuyma D. J. 2007: *Evolution*. Elsevier GmbH,
- Gao K-Q. and Y. Wang 2001: Mesozoic anurans from Liaoning Province, China, and phylogenetic relationships of archaeobatrachian anuran clades. *Journal of Vertebrate Paleontology*, 21: 460–476.
- Gasser H., Amézquita A. and W. Hödl 2009: Who is calling? Intraspecific call variation in the aromobatid frog *Allobates femoralis*. *Ethology*, 115: 596–607.
- Gerhardt H. C. 1978: Temperature coupling in the vocal communication system of the gray tree frog, *Hyla versicolor*. *Science*, 199: 992–994.
- Gerhardt H. C. 1991: Female mate choice in treefrogs: static and dynamic acoustic criteria. *Animal Behaviour*, 42: 615–635.
- Gerhardt H.C. 1974: The vocalizations of some hybrid treefrogs: acoustic and behavioral analyses. *Behaviour*, 49: 130–151.
- Gerhardt H.C., Guttman S.I. and A.A. Karlin 1980: Natural hybrids between *Hyla cinerea* and *Hyla gratiosa*: Morphology, vocalization and electrophoretic analysis. *Copeia*, 1980: 577–584.
- Gerhardt H.C., Tanner S.D., Corrigan C.M. and H. C. Walton 2000: Female preference functions based on call duration in the gray tree frog (*Hyla versicolor*). *Behavioral Ecology*, 6: 663–669.

- Gerhardt, H.C. and F. Huber 2002: *Acoustic Communication in Insects and Frogs: Common Problems and Diverse Solutions*. University of Chicago Press, Chicago, USA, 542 pp.
- Gingras B., Boeckle M., Herbst C.T. and W.T. Fitch 2013: Call acoustics reflect body size across four clades of anurans. *Journal of Zoology*, 289: 143–150.
- Gosner K.L. 1960: A simplified table staging anuran embryo and larvae with notes on identification. *Herpetologica*, 16: 183–190.
- Gower J. C. 1971: A general coefficient of similarity and some of its properties. *Biometrics*, 27: 857–874.
- Gridi-Papp, M. (2003): SoundRuler, acoustic analysis and graphing. Sourceforge. Available from: <http://soundruler.sourceforge.net> (letzter Zugriff 10 Juli 2019).
- Haddad C.F.B and C.P.A. Prado 2005: Reproductive modes in frogs and their unexpected diversity in the Atlantic forest of Brazil. *BioScience*, 55: 207–217.
- Haddad, C.F.B. and A.J. Cardoso 1992: Elección del macho por la hembra de *Hylaminuta* (Amphibia: Anura). *Acta Zoologica Lilloana*, 41: 81–91.
- Hansen P. 1979: Vocal learning: its role in adapting sound structure to long-distance propagation and a hypothesis on its evolution. *Animal Behaviour*, 27: 1270–1271.
- Harmon L.J., Losos J.B., Davis T.J., Gillespie R.G., Gittleman J.L., Jennings W.B., Kozak K.H., Mcpeek M.A., Moreno-Roark F., Near T.J., Purvis A., Ricklefs R.E., Schluter D., Schule II J.A., Seehausen O., Sidlauskas B.L., Torre-Carvajal O., Weir J.T. and A. Mooers 2010: Early bursts of body size and shape evolution are rare in comparative data. *Evolution*, 64: 2385–2396.
- Hauser M.D. 1993: The Evolution of Nonhuman Primate Vocalizations: Effects of Phylogeny, Body Weight, and Social Context. *American Naturalist*, 142: 528–542.
- Heil M. and R.M. Adame-Álvarez 2010: Short signalling distance make plant communication a soliloquy. *Biology Letters*, 6: 843–845.
- Hochkirch A., Gröning J. and A. Bückner 2007: Sympatry with the devil: reproductive interference could hamper species coexistence. *Journal of Animal Ecology*, 76: 633–42.
- Hödl W. 1977: Call differences and calling site segregation in Anuran species from central Amazonian floating meadows. *Oecologia* 28: 351–363.
- Hödl W. 1996: Wie verständigen sich Frösche? *Stapfia* 47: 53–70.
- Hoskin C.J., Higgie M., McDonald K.R. and C. Moritz 2005: Reinforcement drives rapid allopatric speciation. *Nature*, 437: 1353–1356.
- Huelsenbeck J.P., Neilsen R., and J.P. Bollback 2003: Stochastic mapping of morphological characters. *Systematic Biology*, 52: 131–138.
- ICUN (2011): The ICUN Red List of threatened species. International Union for Conservation of Nature and Natural Resources, Cambridge. <http://icunredlist.org/>. v. 2011.2 (letzter Zugriff 3 September 2019).
- Jacobs M. 1988: *The Tropical Rain Forest: a first encounter*. Springer Verlag, Minnensota, USA, 295pp
- Jetz W. and R.A. Pyron 2018: The interplay of past diversification and evolutionary isolation with present imperilment across the amphibian tree of life. *Nature Ecology & Evolution*, 2: 850–858.

- Jeuken M. 1975: The biological and philosophical definitions of life. *Acta Biotheoretica*, 24: 14–21.
- Kaltenpoth M. (2006): Protective bacteria and attractive pheromones – symbioses and chemical communication in beewolves (*Philanthus* ssp., Hymenoptera, Carabonidae). Dissertation, Universität Würzburg, Fakultät für Biologie.
- Keuper A., Kalmring K., Schatral A., Latimer W. and W. Kaiser 1986: Behavioral adaptations of ground living bushcrickets to the properties of sound propagation in low grassland. *Oecologia*, 70: 414–497.
- Keuper A., Weidemann S., Kalmring K. and D. Kaminski 1989: Sound production and sound emission in seven species of European bushcrickets. I. The different parameters of the song; their relation to the morphology of the bushcricket. *Bioacoustics*, 1: 31–48.
- Köhler J., Jansen M., Rodríguez A., Kok P.J.R., Toledo L.F., Emmrich M., Glaw F., Haddad C.F.B., Rödel M.-O. & M. Vences 2017: The use of bioacoustics in anuran taxonomy: theory, terminology, methods and recommendations for best practice. *Zootaxa*, 4251: 1–124.
- Konishi M. 1970: Evolution of design features in the coding of species-specificity. *American Zoologist*, 10: 67–72.
- Kutschera U. 2012: Konvergente Evolution der Beutefangmechanismen bei Meeresquallen und Schwarmfischen. *Biologie in unserer Zeit*, 42: 17–18.
- Largen M.J. Morris P.A. and D.W. Yalden 1972: Observations on the Caecilian *Geotrypetes grandisonae* Taylor (Amphibia Gymnophiona) from Ethiopia. *Monitore Zoologico Italiano*, 4: 185–205.
- Lee J.S.F. and B. Waldman 2002: Communication by Fecal Chemosignals in an Archaic Frog, *Leiopelma hamiltoni*. *Copeia*, 2002: 679–686.
- Lemmon E.M. 2009: Diversification of conspecific signals in sympatry: geographic overlap drives multi-dimensional reproductive character displacement in frogs. *Evolution*, 63: 1155–1170.
- Leyer I. and K. Wesche 2007: *Multivariate Statistik in der Ökologie*. Springer-Verlag, Berlin, Deutschland, 221pp.
- Lindquist E.D., Hetherington T.E. and S.F. Volman 1998: Biomechanical and neurophysiological studies on audition in eared and earless harlequin frogs (*Atelopus*). *Journal of Comparative Physiology A*, 183: 265–271.
- Lingnau R. and R.P. Bastos 2007: Vocalizations of the Brazilian Torrent Frog *Hylodes heyeri* (Anura: Hylodidae): repertoire and influence of temperature on advertisement call variation. *Journal of Natural History*, 41: 1227–1235.
- Littlejohn M.J. 1959: Call Differentiation in a Complex of Seven Species of *Crinia* (Anura, Leptodactylidae). *Evolution*, 13: 425–468.
- Littlejohn M.J. 1977: Long-range acoustic communication in anurans: an integrated and evolutionary approach. In: Taylor, D.H. & Guttman S.I. (Eds.), *The Reproductive Biology of Amphibians*. Plenum, New York, pp. 263–294.
- Littlejohn M.J. 2001: Patterns of differentiation in temporal properties of acoustic signals in anurans. In: Ryan M.J. (Ed.), *Anuran Communication*. Smithsonian Institution Press, Washington and London, pp. 102–120.
- Littlejohn, M.J. 1965: Premating isolation in the *Hyla ewingi* complex (Anura: Hylidae). *Evolution*, 19: 234–243.

- Liu C.C. 1935: Types of vocal sac in the Salientia. *Proceedings of the Boston Society of Natural History*, 41: 19–40.
- Loftus-Hills J. J. and B.M. Johnstone 1970: Auditory function, communication and brain-evoked response in anuran amphibians. *Journal of the Acoustical Society of America*, 47: 1131–1138.
- Luther D. 2009: The influence of the acoustic community on songs of birds in a neotropical rain forest. *Behavioral Ecology*, 20: 864–871.
- Mable B.K. and Bogart J.P. 1991: Call analysis of triploid hybrids resulting from diploid-tetraploid species crosses of hylid tree frogs. *Bioacoustics*, 3: 111–119.
- Martins I.A., Almeida S.C. and J. Jim 2006: Calling sites and acoustic partitioning in species of the *Hyla nana* and *rubicundula* groups (Anura, Hylidae). *Herpetological Journal*, 16: 239–247.
- McClelland B.E., Wilczynski W. and M.J. Ryan 1996: Correlations between call characteristics and morphology in male cricket frogs (*Acris crepitans*). *Journal of Experimental Biology*, 199: 1907–1919.
- Mecham J.S. 1960: Introgressive hybridization between two southeastern treefrogs. *Evolution*, 14: 445–457.
- Mercado III E. and L.N. Frazer 1999: Environmental constraints on sound transmission by humpback whales. *Journal of the Acoustical Society of America*, 106: 3004 – 3016.
- Miller B. M. and B.L. Bassler 2001: Quorum sensing in Bacteria. *Annual review of microbiology*, 55: 165–99.
- Morais A.R., Batista V.G., Gambale P.G., Signorelli L. and R.P. Bastos 2012: Acoustic communication in a Neotropical frog (*Dendropsophus minutus*): vocal repertoire, variability and individual discrimination. *Herpetological Journal*, 22: 249–257.
- Moriarty L. E., and Lemmon A. R. 2010. Reinforcement in chorus frogs: lifetime fitness estimates including intrinsic natural selection and sexual selection against hybrids. *Evolution* 64:1748–1761.
- Morton E. S. 1975: Ecological sources of selection on avian sounds. *The American Naturalist*, 109: 17–34.
- Narins P.M. and Zelick R.D. 1988: The effects of noise on auditory processing and behavior in amphibians. In: Fritzsche B., Ryan M.J., Wilczynski W., Hetherington T.E. and W. Walkowiak (Eds.), *The Evolution of the Amphibian Auditory System*. Wiley, New York, pp. 511–536.
- Nevo E. and H. Schneider 1976: Mating call pattern of Green toads in Israel and its ecological correlate. *Journal of Zoology*, 178: 133–145.
- Olding P. 1998: The diversity of advertisement call structure found in Microhylidae of Australia. Dissertation, University of Oxford, Oxford.
- Pabst D.A. 2000: To Bend a Dolphin: Convergence of Force Transmission Designs in Cetaceans and Scombrid Fishes. *American Zoologist*, 40: 146 –155.
- Padgam M. 2003: Reverberation and frequency attenuation in forest-implications for acoustic communication in animals. *Journal of the Acoustical Society of America*, 115: 402–410.



- Padial J.M., Köhler J., Muñoz A. and I. De la Riva 2008: Assessing the status of tropical frogs through bioacoustics: geographical variation in the advertisement calls in the *Eleutherodactylus discoidalis* species group (Anura). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 152: 353–365.
- Pagel M. 1999: Inferring the historical patterns of biological evolution. *Nature*, 401: 877–884.
- Paradis E. 2011: *Analysis of Phylogenetics and Evolution with R*. Springer Verlag. 386pp.
- Pearl C.A., Cervantes M., Chan M., Ho U., Shoji R. and E.O. Thomas 2007: Evidence for a mate-attracting chemosignal in the dwarf African clawed frog *Hymenochirus*. *Hormonal Behaviour*, 38: 76–74.
- Penna M. and R. Solís 1998: Frog call intensities and sound propagation in the South American temperate forest region. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 42: 371–381.
- Podos J. 2001: Correlated evolution of morphology and vocal signal structure in Darwin's finches. *Nature*, 409: 185–188.
- Poth D., Wollenberg K.C., Vences M. and S. Schulz 2012: Volatile amphibian pheromones: Macrolides from mantellid frogs from Madagascar. *Angewandte Chemie Internationale Edition*, 51:2187–90.
- Preininger D, Weissenbacher A, Wampula T, Hödl W. 2012: The conservation breeding of two foot-flagging frog species from Borneo, *Staurois parvus* and *Staurois guttatus*. *Amphibian and Reptile Conservation*, 5:45–56.
- R Development Core Team 2015 R: a language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna. Available from: <http://www.R-project.org> (accessed 1 September 2019).
- Rage J-C. and Z. Roček 1989: Redescription of *Triadobatrachus massinoti* (Piveteau, 1936) an anuran amphibian from the early Triassic. *Palaeontographica. Abteilung A, Paläozoologie, Stratigraphie*, 206: 1–16.
- Ralin D.B. 1977: Evolutionary Aspects of Mating Call Variation in a Diploid-Tetraploid Species Complex of Treefrogs (Anura). *Evolution*, 31: 721–736.
- Revell L.J. 2011: phytools: an R package for phylogenetic comparative biology (and other things). *Methods in Ecology and Evolution*, 3: 217–223.
- Roberts J.D. 2010: Natural hybrid between the frogs *Crinia pseudinsignifera* and *Crinia subinsignifera* (Myobatrachidae) from southwestern Australia defined by allozyme phenotype and call. *Journal of Herpetology*, 44: 654–657.
- Roelants K., Gower D.J., Wilkinson M., Loader S.P., Biju S.D., Guillaume K., Moriau L., and F. Bossuyt 2007: Global patterns of diversification in the history of modern amphibians. *PNAS*, 104: 887–892.
- Rojas B. 2017: Behavioural, ecological, and evolutionary aspects of diversity in frog colour patterns. *Biological reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 92:1059–1080.
- Root R.B. 1967: The niche exploitation pattern of the blue-gray gnatcatcher. *Ecological Monographs*, 37: 317–350.
- Rothgänger H. & Rothgänger A. (2011): *Bioakustik I*. lehmanns media, Berlin, Deutschland, 138pp.
- Rothstein S. I. & Fleischer R. C. (1987): Vocal dialects and their possible relation to honest status signaling in the Brown-headed Cowbird. *Condor*, 89: 1–23.

- Ryan M. J. 1986: Factors influencing the Evolution of acoustic communication: Biological constraints. *Brain Behavior and Evolution*, 28: 70–82.
- Ryan, M.J. 1988: Constraints and patterns in the evolution of anuran acoustic communication. In: Frittsch B., Ryan M.J., Wilczynski, W., Hetherington T.E. and Walkowiak W. (Eds.), *The Evolution of the Amphibian Auditory System*. Wiley, New York, USA, pp.637–677.
- Ryan M.J. and A. Keddy-Hector 1992: Directional Patterns of Female Mate Choice and the Role of Sensory Biases. *The American Naturalist*, 139: 4–35.
- Ryan M.J. and W. Wilczynski 1991: Evolution of intraspecific variation in the advertisement call of a cricket frog (*Acris crepitans*, Hylidae). *Biological Journal of the Linnean Society*, 44: 249–271.
- Santoro G.R.C.C. and R.A. Brandão 2013: Reproductive modes, habitat use, and richness of anurans from Chapada dos Veadeiros, central Brazil. *North-Western Journal of Zoology*, 10: 365–373.
- Saporito R.A., Donnelly M.A., Spande T.F. and H.M. Garraffo 2012: A review of chemical ecology in poison frogs. *Chemoecology*, 22:159–168.
- Schiøtz A. 1967: *The treefrogs (Rhacophoridae) of West Africa*. Munksgaard Verlag, Kopenhagen, Denmark, 346pp.
- Schiøtz A. 1973: Evolution of anuran mating calls: ecological aspects. In: Vial J.L. (Ed.), *Evolutionary Biology of the Anurans*. University of Missouri Press, Columbia, USA, pp. 311–319.
- Schulze A., Jansen M. and G. Köhler 2015: Tadpole diversity of Bolivia's lowland anuran communities: molecular identification, morphological characterization, and ecological assignment. *Zootaxa*, 4016: 1–111.
- Schwartz J., Ressel S.J. and C.R. Bevier 1995: Carbohydrates and calling: depletion of muscle glycogen and the chorusing dynamics of the Neotropical treefrog *Hyla microcephala*. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 37: 125–135.
- Seidel B., Yamashitani M., Choic I-H. and J.Dittamia 2001: Water wave communication in the genus *Bombina* (Amphibia). *Advances in Space Research* 28: 589–594.
- Sinsch U. and K. Frenkler 2010: Bioakustischer Nachweis eines Seefroschvorkommens (*Pelophylax ridibundus*) im Neuwieder Becken. *Zeitschrift für Feldherpetologie*, 17: 37–48.
- Sinsch U., Lümekmann K., Rosar K., Schwarz C. and M. Dehling 2012: Acoustic niche partitioning in an anuran community inhabiting an Afrotropical wetland (Butare, Rwanda). *African Zoology*, 47: 60–73.
- Slabbekoorn H. and T.B. Smith 2007: Habitat-Dependent song divergence in the little greenbul: an analysis of environmental selection pressures on acoustic signals. *Evolution*, 56: 1849–1858.
- Spence-Aizenberg A., Williams L.E. and E. Fernandez-Duque 2018: Are olfactory traits in a pair-bonded primate undersexual selection? An evaluation of sexual dimorphism in *Aotus nancymae*. *American Journal of Physical Anthropology*. 166: 884–894.
- Starnberger I., Poth D., Peram P.S., Schulz S., Vences M., Knudsen J., Barej M.F., Rödel M-O., Walz M. and W. Hödl 2013: Take time to smell the frogs: vocal sac glands of reed frogs (Anura: Hyperoliidae) contain species-specific chemical cocktails. *Biological Journal of the Linnean Society*, 110: 828–838.
- Stephenson B. and P. Verrell 2003: Courtship and mating of the tailed frog (*Ascaphus truei*). *Journal of Zoology*, 256: 15–22.

- Stowe M.K., Tumlinson J.H. and R.R. Heath 1987: Chemical Mimicry: Bolas Spiders Emit Components of Moth Prey Species Sex Pheromones. *Science*, 236: 964–967.
- Sueur J. 2008: Cicada acoustic communication: potential sound partitioning in a multispecies community from Mexico (Hemiptera: Cicadomorpha: Cicadidae) *Biological Journal of the Linnean Society*, 75: 379–394.
- Sullivan B.K. 1984: Advertisement call variation and observations on breeding behavior of *Bufo debilis* and *B. punctatus*. *Journal of Herpetology*, 18: 406–411.
- Suthers R. A., Narins P. M., Lin W-Y., Schnitzler H-U., Denzinger A., Xu C-H. and A.S. Feng 2006: Voices of the dead: complex nonlinear vocal signals from the larynx of an ultrasonic frog. *The Journal of Experimental Biology*, 209: 4984–4993.
- Tembrock G. 1982: *Tierstimmenforschung*. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg, Deutschland, 240pp.
- Thurrow G.R. and H.J. Gould 1977: Sound Production in a Caecilian. *Herpetologica*, 33: 234–237.
- Toledo L.F. and C.F.B. Haddad 2009: Defensive vocalizations of Neotropical anurans. *South American Journal of Herpetology*, 4: 25–42.
- Toledo L.F., Martins I.A., Bruschi D.P., Passos M.A., Alexandre C. and C.F.B. Haddad 2015: The anuran calling repertoire in the light of social context. *Acta Ethologica*, 18: 87–99.
- Tuttle M. D. and M.J. Ryan 1982: The role of synchronized calling, ambient light and ambient noise, in anti-bat-predator behaviour of a treefrog. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 11: 125–213.
- Tuttle M. D. and M.J. Ryan 1984: The role of prey-generated sounds, vision, and echolocation in prey localization by the African bat *Cardioderma cor* (Megadermatidae). *Journal of Comparative Physiology A*, 161: 59–66.
- Valério L.M., Dorado-Rodrigues T-F., Chupel T.F., Penha J. and C. Strüssmann 2016: Vegetation Structure and Hydroperiod Affect Anuran Composition in a Large Neotropical Wetland. *Herpetologica*, 72: 181–188.
- Vasconcelos T.S. and D.C. Rossa-Feres 2008: Habitat heterogeneity and use of physical and acoustic space in anuran communities in southeastern Brazil. *Phyllomedusa*, 7: 127–142.
- Velásquez N.A., Marambio J., Brunetti E., Méndez M.A., Vásquez R.A. and M. Penna 2013: Bioacoustic and genetic divergence in a frog with a wide geographical distribution. *Biological Journal of the Linnean Society*, 110: 142–155.
- Vences M., Gehara M., Köhler J. and F. Glaw 2012: Description of a new Malagasy treefrog (*Boophis*) occurring syntopically with its sister species, and a plea for studies on non-allopatric speciation in tropical amphibians. *Amphibia-Reptilia*, 33: 503–520.
- Waldman B. 1985: Olfactory basis of kin recognition in toad tadpoles. *Journal of Comparative Physiology A*, 156: 565–577.
- Waldman B. and P.J. Bishop 2004: Chemical communication in an archaic anuran amphibian. *Behavioral Ecology* 15: 88–93.
- Walker B.H. 1992: Biodiversity and ecological redundancy. *Conservation Biology* 6: 18–23.
- Wells K.D. 2001: The energetics of calling in Frogs. In: Ryan M.J. (Ed.), *Anuran Communication*. Smithsonian Institution Press, Washington and London, pp. 45–60.

- Wells K.D. 2007: The ecology and behaviour of amphibians. University of Chicago Press, Chicago, 1400 pp.
- Wells K.D. and J.J. Schwartz 1982: The effect of vegetation on the propagation of calls in the Neotropical frog *Centrolenella fleischmanni*. *Herpetologica*, 38: 449–455.
- Wells K.D. and T.L. Taigen 1986: The effect of social interactions on calling energetics in the gray treefrog (*Hyla versicolor*). *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 19: 9–18.
- Wiens J.A. 1989: *The ecology of bird communities, Vol. 1. Foundations and patterns*. Cambridge University Press, Cambridge, 539 pp.
- Wilczynski W., Lynch K.S. and E.L. O'Bryant 2005: Current research in amphibians: studies integrating endocrinology, behavior, and neurobiology. *Hormones and Behavior* 48: 440–450.
- Wiley R.H. 1991: Associations of song properties with habitats for terrestrial oscine birds of eastern North America. *The American Naturalist*, 138: 973–993.
- Wiley R.H. and D.G. Richards 1978: Physical constraints on acoustic communication in the atmosphere: Implications for the evolution of animal vocalization. *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 3: 69–94.
- Wilkins M.R., Seddon N. and R.J. Safran 2013: Evolutionary divergence in acoustic signals: causes and consequences. *Trends in Ecology and Evolution*, 28: 156–166.
- Williams S.E. and J.M. Hero 1998: Rainforest frogs of the Australian wet tropics: guild classification and the ecological similarity of declining species. *Proceedings B Biological Science*, 265: 597–602.
- Wycherley J., Doran S. and T.J.C. Beebee 2002: Frog calls echo microsatellite phylogeography in the European pool frog (*Rana lessonae*). *Journal of Zoology*, 258: 479–484.
- Yager D. 1996. Sound Production and Acoustic Communication in *Xenopus borealis*, In: *Symposia of the Zoological Society of London*. T. Kobel (Ed.), Oxford University Press, Großbritannien, 67: 121–142.
- Zhang G., Zhang F., Ding G., Li J., Guo X., Zhu J., Zhou L., Cai S., Liu X., Luo Y., Zhang G., Shi W. and X. Dong 2012: Acyl homoserine lactone-based quorum sensing in a methanogenic archaeon. *The ISME Journal*, 6: 1336–1344.

# Danksagung

Ich möchte mich sehr herzlich bei meinem Mentor Mark-Oliver Rödel bedanken. Er hat nicht nur meine Doktorarbeit begleitet, sondern stand immer mit einem hilfreichen Rat zu Seite. Bereits während meiner Masterarbeit hat er mich in die Welt der Frösche eingeführt. Er hat mich immer dazu ermutigt meine Doktorarbeit, auch ohne finanzielle Unterstützung, weiter zu bearbeiten. Danke Mark-Oliver Rödel für die aufbauende Zusammenarbeit und die Möglichkeit die Arbeit am Museum für Naturkunde zu absolvieren.

Weiterhin möchte ich der gesamten AG Rödel danken, für kollegiales Verständnis und Hilfe in verfahrenen Situationen. Ganz besonders möchte ich dabei Carolin Dittrich danken für ihre unschätzbare Hilfe während der Feldarbeit und Marvin Schäfer für die ausführlichen Diskussionen zu meinem Thema.

Ein weiterer Dank geht an meinen guten Freund Mattias Bild. Danke für deine Unterstützung bei der Aufarbeitung des Themas und den endlosen Nächten der Diskussion darüber.

Ein letzter Dank geht an meine Familie die mmir den Rücken gestärkt haben meine Arbeit zu vollenden. Ganz besonders möchte ich meine Schwester danken die mir die Chance gegeben hat erst diese Arbeit zu ermöglichen und dabei eine verständnisvolle Arbeitgeberin zu sein.

## Appendix A

Family	Species	Erstbeschreibung	Rufreferenz	Artreferenz
Allophrynidae	<i>Allophryne ruthveni</i>	Gaige, 1926	Marty & Gaucher 2002	Duellman 1997; AmphibiaWeb.org
Alytidae	<i>Alytes cisternasii</i>	Boscá, 1879	Maso & Pijoan 2011	Grossenbacher 2012; Amphibiaweb.org
Alytidae	<i>Alytes dickhilleni</i>	Arntzen & García-París, 1995	Maso & Pijoan 2011	Grossenbacher 2012; Amphibiaweb.org
Alytidae	<i>Alytes muletensis</i>	Pasteur & Bons, 1962	Maso & Pijoan 2011	Grossenbacher 2012; Amphibiaweb.org
Alytidae	<i>Alytes obstetricans</i>	(Laurenti, 1768)	Maso & Pijoan 2011; Schneider 2005	Grossenbacher 2012; Amphibiaweb.org
Alytidae	<i>Discoglossus galganoi</i>	Capula, Nascetti, Lanza, Bullini & Crespo, 1985	Maso & Pijoan 2011	Grossenbacher 2012
Alytidae	<i>Discoglossus jeanneae</i>	Busack, 1986	Maso & Pijoan 2011	Busack 1986
Alytidae	<i>Discoglossus pictus</i>	Otth, 1837	Maso & Pijoan 2011; Schneider 2005	Liu 1935; Wells 1977; Grossenbacher 2012
Aromobatidae	<i>Allobates bacurau</i>	Simões, 2016	Simões 2016	Simões 2016
Aromobatidae	<i>Allobates brunneus</i>	(Cope, 1887)	De la Riva et al. 2002	Cochran & Goin 1970; AmphibiaWeb.org
Aromobatidae	<i>Allobates crombiei</i>	(Morales, 2002)	Lima et al. 2012	Santos et al. 2015; eol.org
Aromobatidae	<i>Allobates femoralis</i>	(Boulenger, 1884)	Cocroft et al. 2001; Marty & Gaucher 2002	Zimmermann & Zimmermann 1988; Marty & Gaucher 2002
Aromobatidae	<i>Allobates flaviventris</i>	Melo-Sampaio, Souza & Peloso, 2013	AmphibiaWeb.org	Melo-Sampaio et al. 2013; AmphibiaWeb.org
Aromobatidae	<i>Allobates fratisenescus</i>	(Morales, 2002)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Morales 2002

Aromobatidae	<i>Allobates grillisimilis</i>	Simões, Sturaro, Peloso & Lima, 2013	Simões et al. 2013	Simões et al. 2013
Aromobatidae	<i>Allobates hodli</i>	Simões, Lima, and Farias, 2010	Simões al. 2010	Simões al. 2010
Aromobatidae	<i>Allobates insperatus</i>	(Morales, 2002)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Santos et al. 2015; eol.org
Aromobatidae	<i>Allobates talamancae</i>	(Cope, 1875)	Ibáñez et al. 1999	Liu 1935; Santos et al. 2015; eol.org
Aromobatidae	<i>Allobates trilineatus</i>	(Boulenger, 1884)	Cocroft et al. 2001	Santos et al. 2015
Aromobatidae	<i>Allobates zaparo</i>	(Silverstone, 1976)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Rodriguez 1994; Santos et al. 2015
Aromobatidae	<i>Anomaloglossus baeobatrachus</i>	(Boistel & Massary, 1999)	Marty & Gaucher 2002	eol.org; Marty & Gaucher 2002
Aromobatidae	<i>Anomaloglossus beebei</i>	(Noble, 1923)	Marty & Gaucher 2002	Marty & Gaucher 2002; Kok et al. 2008
Aromobatidae	<i>Anomaloglossus degranvillei</i>	(Lescure, 1975)	Marty & Gaucher 2002	eol.org, Santos et al 2015
Aromobatidae	<i>Anomaloglossus kaiei</i>	(Kok, Sambhu, Roopsind, Lenglet & Bourne, 2006)	Kok et al. 2006	Kok et al. 2006
Aromobatidae	<i>Anomaloglossus stepheni</i>	(Martins, 1989)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org, Lima et al 2008
Aromobatidae	<i>Anomaloglossus verbeeksnyderorum</i>	Barrio-Amorós, Santos & Jovanovic, 2010	Barrio-Amoros et al. 2010	Barrio-Amoros et al. 2010; Santos et al. 2015
Arthroleptidae	<i>Arthroleptis stenodactylus</i>	Pfeffer, 1893	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org
Arthroleptidae	<i>Arthroleptis wahlbergii</i>	Smith, 1849	Du Preez & Carruthers 2009	Channing 2001
Arthroleptidae	<i>Arthroleptis xenodactyloides</i>	Boulenger, 1909	Du Preez & Carruthers 2009	Channing 2001
Arthroleptidae	<i>Letopelis argenteus</i>	(Pfeffer, 1893)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org

Arthroleptidae	<i>Leptopelis bocagii</i>	(Günther, 1865)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Channing 2001
Arthroleptidae	<i>Leptopelis christyi</i>	(Boulenger, 1912)	Köhler et al. 2005	Köhler et al. 2005
Arthroleptidae	<i>Leptopelis flavomaculatus</i>	(Günther, 1864)	Du Preez & Carruthers 2009	Preez & Carruthers 2009; Liu 1935; Amphibiaweb.org
Arthroleptidae	<i>Leptopelis macrotis</i>	Schiøtz, 1967	Prof. Rödel privat collection	Amphibiaweb.org; Schiøtz 1999
Arthroleptidae	<i>Leptopelis mossambicus</i>	Poynton, 1985	Du Preez & Carruthers 2009	A. Channing 2001; Amphibiaweb.org
Arthroleptidae	<i>Leptopelis natalensis</i>	(Smith, 1849)	Du Preez & Carruthers 2009	Preez & Carruthers 2009; Amphibaweb.org
Arthroleptidae	<i>Leptopelis spiritusnoctis</i>	Rödel, 2007	PD Dr. Rödel privat collection	Rödel 2007
Arthroleptidae	<i>Leptopelis viridis</i>	(Günther, 1869)	PD Dr. Rödel privat collection	Amphibiaweb.org; Schiøtz 1999
Arthroleptidae	<i>Leptopelis xenodactylus</i>	Poynton, 1963	Du Preez & Carruthers 2009	Channing 2001; Amphibiaweb.org
Ascaphidae	<i>Ascaphus truei</i>	Stejneger, 1899	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Bombinatoridae	<i>Bombina bombina</i>	(Linnaeus, 1761)	Schneider 2005	eol.org; Wells 1977
Bombinatoridae	<i>Bombina variegata</i>	(Linnaeus, 1758)	Schneider 2005	eo.lorg; Wells 1977
Brachycephalidae	<i>Brachycephalus darkside</i>	Guimarães, Luz, Rocha & Feio, 2017	Guimarães et al. 2017	Guimarães et al. 2017
Brachycephalidae	<i>Brachycephalus pitanga</i>	Alves, Sawaya, Reis & Haddad, 2009	Araujo et al. 2012	Haddad et al. 2013; Alves et al. 2009
Brachycephalidae	<i>Ischnocnema bolbodactyla</i>	(Lutz, 1925)	Amphibiaweb.org	eol.org
Brachycephalidae	<i>Ischnocnema guentheri</i>	(Steindachner, 1864)	AmphibiaWeb.org	Heyer et al. 1990; AmphibiaWeb.org; eol.org
Brachycephalidae	<i>Ischnocnema holti</i>	(Cochran, 1948)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org; eol.org
Brachycephalidae	<i>Ischnocnema oea</i>	(Heyer, 1984)	Hepp & Canedo 2013	Mângia et al. 2011



Brachycephalidae	Ischnocnema penaxavantino	Giaretta, Toffoli & Oliveira, 2007	AmphibiaWeb.org	eol.org
Brevicipitidae	Breviceps acutirostris	Poynton, 1963	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps adspersus adspersus	Peters, 1882	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps bagginsi	Minter, 2003	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps fuscus	Hewitt, 1925	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps gibbosus	(Linnaeus, 1758)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps macrops	Boulenger, 1907	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps montanus	Power, 1926	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps mossambicus	Peters, 1854	Du Preez & Carruthers 2009	Ohler & Fretey 2014
Brevicipitidae	Breviceps namaquensis	Power, 1926	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967
Brevicipitidae	Breviceps pentheri	Werner, 1899	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps poweri	Parker, 1934	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps rosei rosei	Power, 1926	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps rosei vansoni	Power, 1926	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps sopranus	Minter, 2003	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps sylvestris sylvestris	FitzSimons, 1930	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Breviceps sylvestris taeniatus	FitzSimons, 1930	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009

Brevicipitidae	Breviceps verrucosus	Rapp, 1842	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Brevicipitidae	Callulina meteora	Menegon, Gower & Loader, 2011	Menegon et al. 2011	Menegon et al. 2011
Bufonidae	Adenomus kandianus	(Günther, 1872)	Meegaskumbura et al. 2015	Meegaskumbura et al. 2015
Bufonidae	Adenomus kelaartii	(Günther, 1858)	Meegaskumbura et al. 2015	Meegaskumbura et al. 2015; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Amazophrynella javierbustamantei	Rojas-Zamora, Chaparro, Carvalho, Ávila, Farias, Hrbek & Gordo, 2016	Rojas-Zamora et al. 2016	Rojas-Zamora et al. 2016
Bufonidae	Amazophrynella minuta	(Melin, 1941)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a> ; Marty & Gaucher 2002	eol.org; Lima et al. 2008; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus americanus	(Holbrook, 1836)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Wells 1977; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus baxteri	(Porter, 1968)	Elliott et al. 2009	Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus boreas	(Baird & Girard, 1852)	Davidson 1995; 1996	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus californicus	(Camp, 1915)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus canorus	(Camp, 1916)	Davidson 1995	Liu 1935; Wells 1977; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus cognatus	(Say, 1822)	Davidson 1995; 1996	Liu 1935; Wells 1977; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus debilis	(Girard, 1854)	Davidson 1996	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus exsul	(Myers, 1942)	Davidson 1995	Amphibiaweb.org; Wells 1977
Bufonidae	Anaxyrus fowleri	(Hinckley, 1882)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Wells 1977; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus hemiophrys	(Cope, 1886)	Davidson 1996	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus houstonensis	(Sanders, 1953)	Elliott et al. 2009	Amphibiaweb.org

Bufonidae	Anaxyrus microscaphus	(Cope, 1867)	Davidson 1995; 1996	californiaherps.com, Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus nelsoni	(Stejneger, 1893)	Davidson 1996	eol.org
Bufonidae	Anaxyrus punctatus	(Baird & Girard, 1852)	Davidson 1995; 1996	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus quercicus	(Holbrook, 1840)	Elliott et al. 2009	Liu 1935, Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus retiformis	(Sanders & Smith, 1951)	C. Davidson 1996	Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus speciosus	(Girard, 1854)	C. Davidson 1996	Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus terrestris	(Bonnaterre, 1789)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Anaxyrus woodhousii	(Girard, 1854)	Davidson 1995; 1996	Amphibiaweb.org; Wells 1977
Bufonidae	Atelopus balios	Peters, 1973	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Bufonidae	Atelopus flavescens	Duméril & Bibron, 1841	Marty & Gaucher 2002	eol.org; Liu 1935; Marty & Gaucher 2002
Bufonidae	Atelopus franciscus	Lescure, 1974	Marty & Gaucher 2002	eol.org; Boistel et al. 2011
Bufonidae	Atelopus spumarius	Cope, 1871	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Duellman & Rodriguez 1994; Lima et al 2008
Bufonidae	Atelopus tricolor	Boulenger, 1902	De la Riva et al. 2002	eol.org; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Bufo bufo	(Linnaeus, 1758)	Maso & Pijoan 2011; Schneider 2005	<a href="http://www.amphibienschutz.de">http://www.amphibienschutz.de</a> ; Liu 1935; Wells 1977
Bufonidae	Bufo spinosus	Daudin, 1803	Schneider 2005	eol.org; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Bufo balearicus	(Boettger, 1880)	Maso & Pijoan 2011	Amphibiaweb.org
Bufonidae	Bufo siculus	(Stöck, Sicilia, Belfiore, Buckley, Lo-Brutto, Lo-Valvo & Arculeo, 2008)	AmphibiaWeb.org; Stöck et al. 2008	AmphibiaWeb.org; Stöck et al. 2008; Lo Valvo & Giacalone 2013

Bufonidae	<i>Bufo viridis</i>	(Laurenti, 1768)	Schneider 2005	<a href="http://www.amphibienschutz.de">http://www.amphibienschutz.de</a> ; Liu 1935
Bufonidae	<i>Capensibufo tradouwi</i>	(Hewitt, 1926)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Grandison 1980
Bufonidae	<i>Duttaphrynus melanostictus</i>	(Schneider, 1799)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	AmphibiaWeb.org, Liu 1935
Bufonidae	<i>Duttaphrynus scaber</i>	(Schneider, 1799)	Ramya et al. 2015	Daniel 2002
Bufonidae	<i>Epidalea calamita</i>	(Laurenti, 1768)	Maso & M. Pijoan 2011; Schneider 2005	<a href="http://www.amphibienschutz.de">http://www.amphibienschutz.de</a> ; Wells 1977
Bufonidae	<i>Frostius erythrophthalmus</i>	Pimenta & Caramaschi, 2007	Juncá et al. 2012	Juncá et al. 2012
Bufonidae	<i>Frostius pernambucensis</i>	(Bokermann, 1962)	Juncá et al. 2012	Juncá et al. 2012
Bufonidae	<i>Ghatophryne ornata</i>	(Günther, 1876)	Juncá et al. 2012	Daniel 1963
Bufonidae	<i>Incilius alvarius</i>	(Girard, 1859)	Davidson 1995; 1996	<a href="http://californiaherps.com">californiaherps.com</a> ; Liu 1935; Wells 1977
Bufonidae	<i>Incilius coniferus</i>	(Cope, 1862)	Ibáñez et al. 1999	AmphibiaWeb.org; Liu 1935
Bufonidae	<i>Incilius nebulifer</i>	(Girard, 1854)	Ibáñez et al. 1999	AmphibiaWeb.org; Liu 1935
Bufonidae	<i>Ingerophrynus biporcatus</i>	(Gravenhorst, 1829)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	AmphibiaWeb.org, Liu 1935
Bufonidae	<i>Ingerophrynus parvus</i>	(Boulenger, 1887)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Liu 1935; Manthey & Grossmann 1997
Bufonidae	<i>Ingerophrynus quadriporcatus</i>	(Boulenger, 1887)	Amphibiaweb.org	Manthey & Grossmann 1997
Bufonidae	<i>Leptophryne borbonica</i>	(Tschudi, 1838)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossmann 1997; eol.org
Bufonidae	<i>Melanophryniscus atroluteus</i>	(Miranda-Ribeiro, 1920)	Kwet et al. 2005; Kwet & Marquez 2010	Kwet et al. 2005; Kwet & Marquez 2010
Bufonidae	<i>Melanophryniscus dorsalis</i>	(Mertens, 1933)	Kwet et al. 2005	Kwet et al. 2005; Kwet & Marquez 2010

Bufo	<i>Melanophryniscus klappenbachi</i>	Prigioni and Langone, 2000	Kurth et al. 2013	Kurth et al. 2013
Bufo	<i>Melanophryniscus montevidensis</i>	(Philippi, 1902)	Kwet et al. 2005	Kwet et al. 2005; Kwet & Marquez 2010
Bufo	<i>Melanophryniscus pachyrhynus</i>	(Miranda-Ribeiro, 1920)	Caldart et al. 2013	Caldart et al. 2013; eol.org
Bufo	<i>Melanophryniscus rubriventris</i>	(Vellard, 1947)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; Vaira 2005 Amphibia-Reptilia 26
Bufo	<i>Osornophryne percrassa</i>	Ruiz-Carranza & Hernández-Camacho, 1976	Vanegas-Guerrero et al. 2016	Ruiz-Carranza & Hernandez-Cammacho 1976
Bufo	<i>Pedostibes tuberculosus</i>	Günther, 1876	Ramya et al. 2015	Daniel 2002
Bufo	<i>Peltophryne cataulaciceps</i>	(Schwartz, 1959)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Bufo	<i>Peltophryne empusus</i>	Cope, 1862	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Bufo	<i>Peltophryne florentinoi</i>	(Moreno & Rivalta, 2007)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Moreno & Rivalta 2007
Bufo	<i>Peltophryne fustiger</i>	(Schwartz, 1960)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Moreno & Rivalta 2007
Bufo	<i>Peltophryne gundlachi</i>	(Ruibal, 1959)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Bufo	<i>Peltophryne longinasus</i>	(Steineger, 1905)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Bufo	<i>Peltophryne peltoccephala</i>	(Tschudi, 1838)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Moreno & Rivalta 2007
Bufo	<i>Peltophryne taladai</i>	(Schwartz, 1960)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Bufo	<i>Phrynoidis asper</i>	(Gravenhorst, 1829)	Amram et al. 2018	eol.org, Liu 1935
Bufo	<i>Poyntonophrynus beirani</i>	(Loveridge, 1932)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009

Bufonidae	<i>Poyntonophrynus dombensis</i>	(Bocage, 1895)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Bufonidae	<i>Poyntonophrynus fenoulheti</i>	(Hewitt & Methuen, 1912)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Liu 1935
Bufonidae	<i>Poyntonophrynus hoeschi</i>	(Ahl, 1934)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Bufonidae	<i>Poyntonophrynus vertebralis</i>	(Smith, 1848)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Bufonidae	<i>Pseudobufo subasper</i>	Tschudi, 1838	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossmann 1997
Bufonidae	<i>Rhaebo guttatus</i>	(Schneider, 1799)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a> eol.org;
Bufonidae	<i>Rhaebo haematiticus</i>	Cope, 1862	Ibáñez et al. 1999	AmphibiaWeb.org; Liu 1935
Bufonidae	<i>Rhaebo olallai</i>	(Hoogmoed, 1985)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lnych et al. 2014
Bufonidae	<i>Rhinella abei</i>	(Baldișsera, Caramaschi & Haddad, 2004)	Kwet & Marquez 2010	Kwet & Marquez 2010
Bufonidae	<i>Rhinella casconi</i>	Roberto, Brito & Thomé, 2014	Roberto et al. 2014	Roberto et al. 2014
Bufonidae	<i>Rhinella castaneotica</i>	(Caldwell, 1991)	De la Riva et al. 2002	eol.org
Bufonidae	<i>Rhinella crucifer</i>	(Wied-Neuwied, 1821)	Oliveira et al. 2014	Oliveira et al. 2014; Heyer et al. 1970
Bufonidae	<i>Rhinella diptycha</i>	(Cope, 1862)	AmphibiaWeb.org; De la Riva et al. 2002; Kwet & Marquez 2010	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Bufonidae	<i>Rhinella granulosa</i>	(Spix, 1824)	Lima et al 2008; Marty & Gaucher 2002	Lima et al. 2008
Bufonidae	<i>Rhinella henseli</i>	(Lutz, 1934)	Kwet & Marquez 2010	Baldișsera et al. 2004
Bufonidae	<i>Rhinella icterica</i>	(Spix, 1824)	AmphibiaWeb.org	Heyer et al. 1990; Amphibiaweb.org

Bufonidae	Rhinella inopina	Vaz-Silva, Valdujo & Pombal, 2012	Andrade et al. 2012	Vaz-Silva et al 2012
Bufonidae	Rhinella margaritifera	(Laurenti, 1768)	Ibáñez et al. 1999	eol.org
Bufonidae	Rhinella marina	(Linnaeus, 1758)	Cocroft et al. 200; AmphibiWeb.org	Duellman & Rodriguez 1994; Liu 1935; Lima et al 2008; Wells 1977
Bufonidae	Rhinella mirandaribeiroi	(Gallardo, 1965)	Morais et al. 2012	Santoro & Brandao 2014; Narvaes & Rodriguez 2009
Bufonidae	Rhinella ornata	(Spix, 1824)	Amphibiaweb.org	eol.org; Maffai & Ubaid 2014
Bufonidae	Rhinella poeppigii	(Tschudi, 1845)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; eol.org
Bufonidae	Rhinella proboscidea	(Spix, 1824)	Lima et al 2008	Lima et al. 2008
Bufonidae	Schismaderma carens	(Smith, 1848)	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967; Liu 1935; Wells 1977
Bufonidae	Sclerophrys capensis	Tschudi, 1838	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org; Wells 1977
Bufonidae	Sclerophrys garmani	(Meek, 1897)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Sclerophrys gutturalis	(Power, 1927)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Sclerophrys maculata	(Hallowell, 1854)	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967
Bufonidae	Sclerophrys mauritanica	(Schlegel, 1841)	Maso & Pijoan 2011	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Sclerophrys pantherina	(Smith, 1828)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Bufonidae	Sclerophrys pardalis	(Hewitt, 1935)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Bufonidae	Sclerophrys poweri	(Hewitt, 1935)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org
Bufonidae	Sclerophrys regularis	(Reuss, 1833)	Amphibiaweb.org	AmphibiaWeb.org; Stewart 1967; Liu 1935; Wells 1977

Bufonidae	Vandijkophrynus amatolicus	(Hewitt, 1925)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Bufonidae	Vandijkophrynus angusticeps	(Smith, 1848)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Du Preez & Carruthers 2009
Bufonidae	Vandijkophrynus gariensis	(Smith, 1848)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Wells 1977; Du Preez & Carruthers 2009
Bufonidae	Vandijkophrynus robinsoni	(Branch & Braack, 1996)	Du Preez & Carruthers 2009	eol.org; Du Preez & Carruthers 2009
Centrolenidae	Centrolene altitudinale	(Rivero, 1968)	Señaris & Ayarzegüena 2005	Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	Centrolene buckleyi	(Boulenger, 1882)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Cochran & Goin 1970 Frogs of Colombia
Centrolenidae	Centrolene condor	Cisneros-Heredia & Morales-Mite, 2008	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Cisneros & Morales 2008
Centrolenidae	Centrolene lynchi	(Duellman, 1980)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Duellmann 1980
Centrolenidae	Centrolene peristictum	(Lynch & Duellman, 1973)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch & Duellman 1973; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Centrolenidae	Centrolene sabini	Catenazzi, Von May, Lehr, Gagliardi-Urrutia & Guayasamin, 2012	Catenazzi et al. 2012	Catenazzi et al. 2012
Centrolenidae	Centrolene savagei	(Ruiz-Carranza & Lynch, 1991)	Diaz-Gutierrez et al. 2013; Zootaxa 3686	Diaz-Gutierrez et al. 2013; Zootaxa 3686; Vargas-salinas et al. 2014 Jour. Nat. Hist. 48
Centrolenidae	Chimerella mariaelenae	(Cisneros-Heredia & McDiarmid, 2006)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Cisneros-Heredia & McDiarmid 2006 Zootaxa 1244
Centrolenidae	Cochranella granulosa	(Taylor, 1949)	Ibanez, 1999	Guyer & Donnelly 2004; Taylor 1949



Centrolenidae	Cochranella mache	Guayasamin & Bonaccorso, 2004	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a> ; Cisneros-Heredia et al. 2008, Amphibiaweb.org; Guayasamin 2004
Centrolenidae	Cochranella nola	Harvey, 1996	De la Riva et al. 2002	Harvey 1996; Amphibiaweb.org; Köhler 2000a
Centrolenidae	Espadarana andina	(Rivero, 1968)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org; Rivero 1968
Centrolenidae	Espadarana audax	(Lynch and Duellman, 1973)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Lynch & Duellman 1973
Centrolenidae	Espadarana prosoblepon	(Boettger, 1892)	Ibanez, 1999; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Lynch & Duellman 1973; Cochran & Goin 1970; Guyer & Donnelly 2004; AmphibiaWeb.org
Centrolenidae	Hyalinobatrachium bergeri	(Cannatella, 1980)	De la Riva et al. 2002	eol.org, Cannatella 1980; Köhler 2000a
Centrolenidae	Hyalinobatrachium cappeliei	Van Lidth de Jeude, 1904	Castroviejo-Fischer et al. 2011	Castroviejo-Fischer et al. 2011, Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	Hyalinobatrachium carlesvilai	Castroviejo-Fisher, Padial, Chaparro, Aguayo-Vedia & De la Riva, 2009	Wen et al. 2012	Castroviejo-Fisher et al. 2009
Centrolenidae	Hyalinobatrachium chirripoi	(Taylor, 1958)	Kubicki et al. 2015	Taylor 1958, <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Centrolenidae	Hyalinobatrachium colymbiphylum	(Taylor, 1949)	Wen et al. 2012	Amphibiaweb.org; Taylor 1949
Centrolenidae	Hyalinobatrachium diana	Kubicki, Salazar & Puschendorf, 2015	Kubicki et al. 2015	Kubicki et al. 2015
Centrolenidae	Hyalinobatrachium duranti	(Rivero, 1985)	Wen et al. 2012, Señaris & Ayarzegüena 2005	eol.org, Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	Hyalinobatrachium fleischmanni	(Boettger, 1893)	Ibanez, 1999	Campbell 1999
Centrolenidae	Hyalinobatrachium fragile	(Rivero, 1985)	Wen et al. 2012	Señaris & Ayarzegüena 2005

Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium guairarepanensis</i>	Señaris, 2001	Wen et al. 2012, Señaris & Ayarzegüena 2005	eol.org, Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium iaspidiense</i>	(Ayarzagüena, 1992)	Castroviejo-Fischer et al. 2011; Señaris & Ayarzegüena 2005	AmphibiaWeb.org; Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium kawense</i>	Castroviejo-Fisher, Vilà, Ayarzagüena, Blanc & Ernst, 2011	Castroviejo-Fischer et al. 2011	Castroviejo-Fischer et al. 2011
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium mesai</i>	Barrio-Amorós & Brewer-Carias, 2008	Castroviejo-Fischer et al. 2011	Castroviejo-Fischer et al. 2011
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium mondolfii</i>	Señaris and Ayarzagüena, 2001	Castroviejo-Fischer et al. 2011	Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium orientale</i>	(Rivero, 1968)	Casroviejo-Fisher et al. 2008	Duellman 1997, Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium orcostale</i>	(Rivero, 1968)	Casroviejo-Fisher et al. 2008	Casroviejo-Fisher et al. 2008; Rivero 1968
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium pallidum</i>	(Rivero, 1985)	Señaris & Ayarzegüena 2005	Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium pellucidum</i>	(Lynch & Duellman, 1973)	Wen et al. 2012	Lynch & Duellman 1973, Duellman & Schulte 1993
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium talamancae</i>	(Taylor, 1952)	Kubicki 2006	Kubicki 2006
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium tatayoi</i>	Castroviejo-Fisher, Ayarzagüena & Vilà, 2007	Castroviejo-Fisher et al. 2007	Castroviejo-Fisher et al. 2007
Centrolenidae	<i>Hyalinobatrachium tricolor</i>	Castroviejo-Fisher, Vilà, Ayarzagüena, Blanc & Ernst, 2011	Castroviejo-Fischer et al. 2011	Castroviejo-Fischer et al. 2011

Centrolenidae	Hyalinobatrachium yaku	Guayasamin, Cisneros-Heredia, Maynard, Lynch, Culebras & Hamilton, 2017	Guayasami et al. 2017 Zookeys 673	Guayasami et al. 2017 Zookeys 673
Centrolenidae	Nymphargus bejaranoi	(Cannatella, 1980)	De la Riva et al. 2002	Amphibiaweb.org; Köhler 2000a
Centrolenidae	Nymphargus grandisonae	(Cochran and Goin, 1970)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch & Duellman 1973; Cochran & Goin 1970; Duellman 1980
Centrolenidae	Nymphargus griffithsi	(Goin, 1961)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Lynch & Duellman 1973, Cisneros-Heredia & McDiarmid 2007
Centrolenidae	Nymphargus lasgalarias	Hutter and Guayasamin, 2012	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a> , Hutter & Guayasamin 2012 Zootaxa 3257
Centrolenidae	Nymphargus siren	(Lynch and Duellman, 1973)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch & Duellman 1973; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Centrolenidae	Rulyrana flavopunctata	(Lynch & Duellman, 1973)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch & Duellman 1973
Centrolenidae	Teratohyla midas	(Lynch and Duellman, 1973)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch & Duellman 1973; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Centrolenidae	Teratohyla pulverata	(Peters, 1873)	Ibanez et al. 1999	Lynch & Duellmann 1973; Guyer & Donnelly 2004; Guayasamin et al. 2008
Centrolenidae	Teratohyla spinosa	(Taylor, 1949)	Ibanez et al. 1999	Amphibiaweb.org
Centrolenidae	Vitreorana antisthenesi	(Goin, 1963)	Wen et al. 2012	Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	Vitreorana castroviejo	(Ayarzagüena & Señaris, 1997)	Señaris & Ayarzegüena 2005	Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	Vitreorana eurygnatha	(Lutz, 1925)	<a href="http://www.fonozoo.com/">http://www.fonozoo.com/</a>	Heyer et al. 1990; AmphibiaWeb.org
Centrolenidae	Vitreorana gorzulae	(Ayarzagüena, 1992)	Señaris & Ayarzegüena 2005	Noonan & Harvey 2000
Centrolenidae	Vitreorana helenae	(Ayarzagüena, 1992)	Señaris & Ayarzegüena 2005	Señaris & Ayarzegüena 2005

Centrolenidae	Vitreorana ritae	(Lutz, 1952)	Amphibiawebecuador.org	Lima et al. 2008, Señaris & Ayarzegüena 2005
Centrolenidae	Vitreorana uranoscopa	(Müller, 1924)	Kwet & Marquez 2010	Amphibiaweb.org, Heyer et al. 1990
Ceratobatrachidae	Cornufer papuensis	(Meyer, 1875)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	AmphibiaWeb.org, Zweifel 1969
Ceratophryidae	Ceratophrys cornuta	(Linnaeus, 1758)	Cocroft et al. 2001; AmphibiWeb.org	AmphibiaWeb.org; Lima et al 2008
Ceratophryidae	Ceratophrys cranwelli	Barrio, 1980	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002
Ceratophryidae	Ceratophrys joazeirensis	Mercadal de Barrio, 1986	Zaidan & Leite 2012	Zaidan & Leite 2012
Craugastoridae	Barycholos pulcher	(Boulenger, 1898)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Lynch (1971): Univ. of Kansas, Mus.of Nat. Hist. 53 pp. 1-283
Craugastoridae	Barycholos ternetzi	(Miranda-Ribeiro, 1937)	AmphibiaWeb.org	eol.org; Caramaschi & Pombal Jr. 2001
Craugastoridae	Craugastor augusti	(Dugès, 1879)	C. Davidson 1996	eol.org
Craugastoridae	Craugastor crassidigitus	(Taylor, 1952)	Ibáñez et al. 1999	AmphibiaWeb.org, Lynch & Myers 1983
Craugastoridae	Craugastor fitzingeri	(Schmidt, 1857)	Ibáñez et al. 1999	AmphibiaWeb.org, Lynch & Myers 1983
Craugastoridae	Craugastor gollmeri	(Peters, 1863)	Ibanez et al. 2012	Ibanez et al. 2012
Craugastoridae	Haddadus aramunha	(Cassimiro, Verdade & Rodrigues, 2008)	Costa et al. 2014	Costa et al. 2014; Cassimiro et al. 2008
Craugastoridae	Haddadus binotatus	(Spix, 1824)	AmphibiaWeb.org	eol.org, Heyer et al. 1990
Craugastoridae	Microkayla iatamasi	(Aguayo-Vedia & Harvey, 2001)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002
Craugastoridae	Microkayla kempffi	(De la Riva, 1992)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002
Craugastoridae	Microkayla wettsteini	(Parker, 1932)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002

Craugastoridae	Niceforonia adenobranchia	(Ardila-Robayo, Ruiz-Carranza & Barrera-Rodriguez, 1996)	Romero-Garcia et al. 2015	Romero-Garcia et al. 2015
Craugastoridae	Noblella carrascoicola	(De la Riva and Köhler, 1998)	De la Riva et al. 2002	eol.org; De la Riva et al. 2002; Köhler 2000b
Craugastoridae	Noblella peruviana	(Noble, 1921)	Cocroft et al. 2001	Lynch 1975
Craugastoridae	Oreobates cruralis	(Boulenger, 1902)	Cocroft et al. 2001	Padial et al. 2008
Craugastoridae	Oreobates ibischi	(Reichle, Lötters & De la Riva, 2001)	De la Riva et al. 2002	Padial et al. 2008
Craugastoridae	Oreobates remotus	Teixeira, Amaro, Recoder, Sena & Rodrigues, 2012	Teixeira et al. 2012	Teixeira et al. 2012
Craugastoridae	Oreobates sanctaecrucis	(Harvey & Keck, 1995)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; Harvey & Keck 1995
Craugastoridae	Pristimantis achatinus	(Boulenger, 1898)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch & Duellmann 1997; Lynch & Myers 1983
Craugastoridae	Pristimantis acuminatus	(Shreve, 1935)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Rodriguez & Duellmann 1994, Ortega-Andrade et al. 2015
Craugastoridae	Pristimantis andinognomus	Lehr & Coloma, 2008	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a> ; Lehr & Coloma 2008
Craugastoridae	Pristimantis appendiculatus	(Werner, 1894)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Lynch & Duellmann 1997
Craugastoridae	Pristimantis bambu	Arteaga-Navarro & Guayasamin, 2011	Arteaga-Navarro & Guayasamin 2011	Arteaga-Navarro & Guayasamin 2011
Craugastoridae	Pristimantis calcarulatus	(Lynch, 1976)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Lynch & Duellmann 1997
Craugastoridae	Pristimantis cerasinus	(Cope, 1875)	Ibáñez et al. 1999	eol.org
Craugastoridae	Pristimantis colomai	(Lynch & Duellman, 1997)	Valencia-Zuleta et al. 2016	Valencia-Zuleta et al. 2016

Craugastoridae	Pristimantis conspicillatus	(Günther, 1858)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Rodriguez & Duellmann 1994
Craugastoridae	Pristimantis danae	(Duellman, 1978)	De la Riva et al. 2002	Duellman 1978
Craugastoridae	Pristimantis espedeus	Fouquet, Martinez, Courtois, Dewynter, Pineau, Gaucher, Blanc, Marty & Kok, 2013	Fouquet et al. 2013	Fouquet et al. 2013
Craugastoridae	Pristimantis fenestratus	(Steindachner, 1864)	Cocroft et al. 2001	Lima et al. 2008
Craugastoridae	Pristimantis inguinalis	(Parker, 1940)	Marty & Gaucher 2002	Marty & Gaucher 2002
Craugastoridae	Pristimantis lacrimosus	(Jiménez de la Espada, 1875)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Rodriguez & Duellmann 1994
Craugastoridae	Pristimantis latericius	Batallas-R. and Brito-M., 2014	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a> ; Batallas & Brito 2014
Craugastoridae	Pristimantis leoni	(Lynch, 1976)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Lynch & Duellmann 1997
Craugastoridae	Pristimantis llojsintuta	(Köhler & Lötters, 1999)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; Köhler & Lötters 1999
Craugastoridae	Pristimantis mazar	Guayasamin & Arteaga-Navarro, 2013	Guayasamin & Arteaga 2013	Guayasamin & Arteaga 2013
Craugastoridae	Pristimantis munozii	Rojas-Runjaic, Delgado C. & Guayasamin, 2014	AmphibiaWeb.org	Rojas-Runjaic et al. 2014 Zootax 3780:36-50
Craugastoridae	Pristimantis nicefori	(Cochran and Goin, 1970)	AmphibiaWeb.org	eol.org; Cochran & Goin 1970
Craugastoridae	Pristimantis ockendeni	(Boulenger, 1912)	Lima et al. 2008	Lima et al. 2008, Rodriguez & Duellmann 1994
Craugastoridae	Pristimantis olivaceus	(Köhler, Morales, Lötters, Reichle & Aparicio, 1998)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; Köhler et al. 1998
Craugastoridae	Pristimantis parvillus	(Lynch, 1976)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Lynch & Duellmann 1997
Craugastoridae	Pristimantis pecki	(Duellman & Lynch, 1988)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Duellman & Lynch 1988

Craugastoridae	Pristimantis peruvianus	(Melin, 1941)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Rodriguez & Duellmann 1994
Craugastoridae	Pristimantis petersi	(Lynch & Duellman, 1980)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch & Duellman, 1980
Craugastoridae	Pristimantis phoxocephalus	(Lynch, 1979)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch & Duellmann 1997
Craugastoridae	Pristimantis platydactylus	(Boulenger, 1903)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; Lynch & Duellmann 1997
Craugastoridae	Pristimantis pyrrhomerus	(Lynch, 1976)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch 1976
Craugastoridae	Pristimantis quaquaversus	(Lynch, 1974)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch 1974
Craugastoridae	Pristimantis rhabdolaemus	(Duellman, 1978)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; Duellman 1978a
Craugastoridae	Pristimantis ridens	(Cope, 1866)	Ibáñez et al. 1999	eol.org; Lynch & Duellman 1997
Craugastoridae	Pristimantis samaipatae	(Köhler & Jungfer, 1995)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002, Köhler & Jungfer 1995
Craugastoridae	Pristimantis simonbolivari	(Wiens & Coloma, 1992)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Wiens & Coloma 1992
Craugastoridae	Pristimantis simoterus	(Lynch, 1980)	Romero-Garcia et al. 2015	Romero-Garcia et al. 2015
Craugastoridae	Pristimantis taeniatus	(Boulenger, 1912)	Ibáñez et al. 1999	eol.org; Lynch & Duellmann 1997
Craugastoridae	Pristimantis toftae	(Duellman, 1978)	Frogs of Tambopata, Peru; Cocroft et al. 2001	Duellman 1978b
Craugastoridae	Pristimantis unistrigatus	(Günther, 1859)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch 1981
Craugastoridae	Pristimantis uranobates	(Lynch, 1991)	Romero-Garcia et al. 2015	Romero-Garcia et al. 2015; Lynch 1991
Craugastoridae	Pristimantis verecundus	(Lynch & Burrowes, 1990)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Lynch & Duellmann 1997
Craugastoridae	Pristimantis w-nigrum	(Boettger, 1892)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Lynch & Duellmann 1997
Craugastoridae	Pristimantis zimmermanae	(Heyer & Hardy, 1991)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org, Lima et al. 2008
Craugastoridae	Strabomantis bufoniformis	(Boulenger, 1896)	Ibáñez et al. 1999	eol.org

Craugastoridae	Yunganastes ashkapara	(Köhler, 2000)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002, Padial et al. 2007; Köhler 2000c
Craugastoridae	Yunganastes bisignatus	(Werner, 1899)	Padial et al. 2007	Padial et al. 2007
Craugastoridae	Yunganastes pluvicanorus	(De la Riva & Lynch, 1997)	Padial et al. 2007; De la Riva et al. 2002	Padial et al. 2007
Dendrobatidae	Ameerega altamazonica	Twomey & Brown, 2008	AmphibiaWeb.org	Twomey & Brown 2008, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	Ameerega bassleri	(Melin, 1941)	Dendrobates.org	AmphibiaWeb.org, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	Ameerega berohoka	Vaz-Silva & Maciel, 2011	Vaz-Silva & Maciel 2011	Vaz-Silva & Maciel 2011
Dendrobatidae	Ameerega bilinguis	(Jungfer, 1989)	AmphibiawebEcuador.org	eol.org, Santos et al 2015
Dendrobatidae	Ameerega boliviana	(Boulenger, 1902)	De la Riva et al. 2002	Boulenger 1902
Dendrobatidae	Ameerega cainarachi	(Schulte, 1989)	Dendrobates.org	AmphibiaWeb.org; Schulte 1989; Santos et al 2015
Dendrobatidae	Ameerega flavopicta	(Lutz, 1925)	AmphibiaWeb.org	eol.org; Haddad & Martins 1994
Dendrobatidae	Ameerega hahneli	(Boulenger, 1884)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994; Cochran & Goin 1970; Santos et al 2015
Dendrobatidae	Ameerega ignipedis	Brown & Twomey, 2009	Dendrobates.org	Dendrobateas.org; Brown & Twomey 2009
Dendrobatidae	Ameerega parvula	(Boulenger, 1882)	Dendrobates.org	AmphibiaWeb.org; Rodríguez & Duellman 1994; Santos et al. 2015
Dendrobatidae	Ameerega pepperi	Brown & Twomey, 2009	Dendrobates.org	Brown & Twomey 2009 Zootaxa
Dendrobatidae	Ameerega petersi	(Silverstone, 1976)	Dendrobates.org	eol.org; Brown & Twomey 2009
Dendrobatidae	Ameerega picta	(Tschudi, 1838)	Cocroft et al. 2001; AmphibiWeb.org	eol.org; Silverstone 1976
Dendrobatidae	Ameerega pongoensis	(Schulte, 1999)	Dendrobates.org	Brown & Twomey 2009
Dendrobatidae	Ameerega silverstonei	(Myers & Daly, 1979)	Dendrobates.org	eol.org; Myers & Daly 1979



Dendrobatidae	Ameerega trivittata	(Spix, 1824)	Cocroft et al. 2001	eol.org; AmphibiaWeb.org; Rodríguez & Duellman 1994
Dendrobatidae	Ameerega yoshina	Brown & Twomey, 2009	Dendrobates.org	Brown & Twomey 2009
Dendrobatidae	Andinobates cassidyhornae	Amézquita, Márquez, Mejía-Vargas, Kahn, Suárez & Mazariegos, 2013	Amezquita et al. 2013	Amezquita et al. 2013
Dendrobatidae	Andinobates claudiae	(Jungfer, Lötters & Jörgens, 2000)	AmphibiaWeb.org	eol.org, dendrobates .org, Jungfer et al. 2000, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	Andinobates fulguritus	(Silverstone, 1975)	Dendrobates.org	eol.org, Amphibiaweb.org
Dendrobatidae	Andinobates geminisae	Batista, Jaramillo, Ponce & Crawford, 2014	AmphibiaWeb.org	eol.org, Amphibiaweb.org; Batista et al. 2014
Dendrobatidae	Andinobates minutus	(Shreve, 1935)	Ibáñez et al. 1999	eol.org, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	Andinobates tolimensis	(Bernal-Bautista, Luna-Mora, Gallego & Quevedo-Gil, 2007)	Bernal-Bautista et al. 2007	Bernal-Bautista et al. 2007
Dendrobatidae	Colostethus inguinalis	(Cope, 1868)	Ibáñez et al. 1999	eol.org, Cochran & Goin 1970
Dendrobatidae	Colostethus jacobuspetersi	Rivero, 1991	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Santos et al. 2015
Dendrobatidae	Colostethus latinasus	(Cope, 1863)	Ibáñez et al. 2017	Ibáñez et al. 2017
Dendrobatidae	Dendrobates auratus	(Girard, 1855)	Ibáñez et al. 1999	eol.org; Liu 1935
Dendrobatidae	Dendrobates leucomelas	Steindachner, 1864	Dendrobates.org	eol.org
Dendrobatidae	Dendrobates tinctorius	(Cuvier, 1797)	Marty & Gaucher 2002	Rojas et al. 2014; Liu 1935
Dendrobatidae	Ectopoglossus isthminus	(Myers, Ibáñez, Grant & Jaramillo, 2012)	Myers et al. 2012	Myers et al. 2012
Dendrobatidae	Epipedobates anthonyi	(Noble, 1921)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015

Dendrobatidae	<i>Epipedobates boulengeri</i>	(Barbour, 1909)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Epipedobates darwinwallacei</i>	Cisneros-Heredia & Yáñez-Muñoz, 2011	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Cisneros-Heredia & Yáñez-Muñoz, 2011
Dendrobatidae	<i>Epipedobates machalilla</i>	(Coloma, 1995)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Epipedobates tricolor</i>	(Boulenger, 1899)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Excidobates captivus</i>	(Myers, 1982)	AmphibiaWeb.org	Twomey & Brown 2008; Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Excidobates mystriosus</i>	(Myers, 1982)	AmphibiaWeb.org	Schulte 1990, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus awa</i>	(Coloma, 1995)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015; Coloma 1995
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus azureiventris</i>	(Kneller & Henle, 1985)	Dendrobates.org	eol.org, dendrobates .org, Kneller & Henle 1985
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus bocagei</i>	Jiménez de la Espada, 1870	Páez-Vacas et al. 2010	Páez-Vacas et al. 2010; Liu 1935; Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus elachyhistus</i>	(Edwards, 1971)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015; Duellman 2004
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus infraguttatus</i>	(Boulenger, 1898)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus italo</i>	Páez-Vacas, Coloma & Santos, 2010	Páez-Vacas et al. 2010	Páez-Vacas et al. 2010, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus maculosus</i>	(Rivero, 1991)	Páez-Vacas et al. 2010	Páez-Vacas et al. 2010, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus nexipus</i>	(Frost, 1986)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015; Coloma 1995
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus sauli</i>	(Edwards, 1974)	Páez-Vacas et al. 2010	Páez-Vacas et al. 2010, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus toachi</i>	(Coloma, 1995)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015; Coloma 1995
Dendrobatidae	<i>Hyloxalus yasuni</i>	Páez-Vacas, Coloma & Santos, 2010	Páez-Vacas et al. 2010	Páez-Vacas et al. 2010, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Leucostethus fugax</i>	(Morales & Schulte, 1993)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015

Dendrobatidae	<i>Oophaga pumilio</i>	(Schmidt, 1857)	AmphibiaWeb.org	Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Oophaga sylvatica</i>	(Funkhouser, 1956)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya amazonica</i>	(Schulte, 1999)	Dendrobates.org	Dendrobates.org; Brown et al. 2011
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya benedicta</i>	Brown, Twomey, Pepper & Sanchez-Rodriguez, 2008	AmphibiaWeb.org	Brown et al. 2008
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya defleri</i>	Twomey & Brown, 2009	Twomey & Brown 2009b	Twomey & Brown 2009b
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya fantastica</i>	(Boulenger, 1884)	Dendrobates.org	eol.org; Brown et al. 2011
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya flavovittata</i>	(Schulte, 1999)	Dendrobates.org	Brown et al. 2011; Tegner 2014 Field study Uppsala Sweden
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya imitator</i>	(Schulte, 1986)	Dendrobates.org	eol.org, Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya reticulata</i>	(Boulenger, 1884)	Dendrobates.org	eol.org; Rodríguez & Duellman 1994; Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya sirensis</i>	(Aichinger, 1991)	Cocroft et al. 2001	Morales 1992; Santos et al. 2015
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya summersi</i>	Brown, Twomey, Pepper & Sanchez-Rodriguez, 2008	AmphibiaWeb.org	Brown et al. 2008
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya uakarii</i>	(Brown, Schulte & Summers, 2006)	Dendrobates.org	eol.org; Brown et al. 2006
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya vanzolinii</i>	(Myers, 1982)	Dendrobates.org	eol.org; Brown et al. 2011
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya variabilis</i>	(Zimmermann & Zimmermann, 1988)	Dendrobates.org	eol.org; Brown et al. 2011
Dendrobatidae	<i>Ranitomeya ventrimaculata</i>	(Shreve, 1935)	Dendrobates.org	eol.org; Rodríguez & Duellman 1994; Cochran & Goin 1970; Santos et al. 2015

Dendrobatidae	Ranitomeya yavaricola	Pérez-Peña, Chávez, Twomey & Brown, 2010	Perez-Pena et al. 2010	Perez-Pena et al. 2010
Dendrobatidae	Silverstoneia flotator	(Dunn, 1931)	Ibáñez et al. 1999	eol.org; Ibáñez D., R. & E. M. Smith. 1995; Santos et al. 2015
Dicroglossidae	Euphlyctis aloysii	Josh, Alam, Kurabayashi, Sumida & Kuramoto, 2009	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Josh et al. 2009
Dicroglossidae	Euphlyctis cyanophlyctis	(Schneider, 1799)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Manthey & Grossmann 1997
Dicroglossidae	Euphlyctis mudigere	Josh, Alam, Kurabayashi, Sumida & Kuramoto, 2009	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Josh et al. 2009
Dicroglossidae	Fejervarya cancrivora	(Gravenhorst, 1829)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	AmphibiaWeb.org, Inger 1954 Fieldiana Zoology
Dicroglossidae	Fejervarya kawamurai	Djong, Matsui, Kuramoto, Nishioka & Sumida, 2011	Djong et al 2011	Djong et al 2011
Dicroglossidae	Fejervarya limnocharis	(Gravenhorst, 1829)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	eol.org; Malkmus 2002; Manthey & Grossmann 1997
Dicroglossidae	Fejervarya sahyadris	(Annandale, 1919)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Dubois et al. 2001 Alytes 19
Dicroglossidae	Hoplobatrachus crassus	(Jerdon, 1853)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Amphibiaweb.org
Dicroglossidae	Hoplobatrachus litoralis	Hasan, Kuramoto, Islam, Alam, Khan & Sumida, 2012	Hasan et al. 2012	Hasan et al. 2012
Dicroglossidae	Hoplobatrachus occipitalis	(Günther, 1858)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Dicroglossidae	Hoplobatrachus tigerinus	(Daudin, 1802)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Kanamadie et al. 1994 J. Biosci., Vol. 19
Dicroglossidae	Limnonectes blythii	(Boulenger, 1920)	Matsui 1995; Tropical zoology 8	Matsui 1995; Tropical zoology 8; Manthey & Grossmann 1997
Dicroglossidae	Limnonectes dabanus	(Smith, 1922)	Rowley et al. 2014	Rowley et al. 2014; Smith 1922

Dicroglossidae	Limnonectes kuhlii	(Tschudi, 1838)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	AmphibiaWeb.org
Dicroglossidae	Limnonectes microdiscus	(Boettger, 1892)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	AmphibiaWeb.org
Dicroglossidae	Limnonectes microtympaum	(Van Kampen, 1907)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	AmphibiaWeb.org; Boulenger 1920; Liu 1935
Dicroglossidae	Limnonectes modestus	(Boulenger, 1882)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Boulenger 1920; Liu 1935
Dicroglossidae	Minervarya asmati	(Howlader, 2011)	Howlader 2011; Zootaxa 2761:41-50	Howlader 2011; Zootaxa 2761:41-50
Dicroglossidae	Minervarya caperata	(Kuramoto, Joshy, Kurabayashi & Sumida, 2008)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Kuramoto et al. 2007
Dicroglossidae	Minervarya mudduraja	(Kuramoto, Joshy, Kurabayashi & Sumida, 2008)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Kuramoto et al. 2007
Dicroglossidae	Minervarya rufescens	(Jerdon, 1853)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Kuramoto et al. 2007
Dicroglossidae	Occidozyga lima	(Gravenhorst, 1829)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossmann 1997
Dicroglossidae	Sphaerotherca breviceps	(Schneider, 1799)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Kanamadie et al. 1994 J. Biosci., Vol. 19; Boulenger 1920
Dicroglossidae	Sphaerotherca dobsonii	(Boulenger, 1882)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Boulenger 1920
Eleutherodactylidea	Adelophryne mucronatus	Lourenço-de-Moraes, Solé & Toledo, 2012	Lourenco-de-Moraes et al. 2012	Lourenco-de-Moraes et al. 2012
Eleutherodactylidea	Diasporus citrinobapheus	Hertz, Hauenschild, Lotzkat & Köhler, 2012	Hertz et al. 2012	Hertz et al. 2012
Eleutherodactylidea	Diasporus diastema	(Cope, 1875)	Ibáñez et al. 1999	eol.org; Liu 1935; AmphibiaWeb.org; Hertz et al. 2012
Eleutherodactylidea	Diasporus gularis	(Boulenger, 1898)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; Lynch & Duellman 1997
Eleutherodactylidea	Diasporus igneus	Batista, Ponce & Hertz, 2012	Batista et al. 2012	Batista et al. 2012

Eleutherodactylidea	<i>Diasporus ventrimaculatus</i>	Chaves, García-Rodríguez, Mora & Leal, 2009	Chaves et al. 2009	Chaves et al. 2009
Eleutherodactylidea	<i>Diasporus vocator</i>	(Taylor, 1955)	Ibáñez et al. 1999	Hertz et al. 2012
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus acmonis</i>	Schwartz, 1960	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; AmphibiaWeb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus adelus</i>	Díaz, Cadiz & Hedges, 2003	Alonso et al. 2007	Díaz et al. 2003; Alonso et al. 2007; AmphibiaWeb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus antillensis</i>	(Reinhardt & Lütken, 1863)	Ibáñez et al. 1999	eol.org; Liu 1935
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus atkinsi</i>	Dunn, 1925	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; AmphibiaWeb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus auriculatus</i>	(Cope, 1862)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Liu 1935; AmphibiaWeb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus bartonsmithi</i>	Schwartz, 1960	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; AmphibiaWeb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus blairhedgesi</i>	Estrada, Díaz & Rodríguez, 1998	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Estrada et al. 1998
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus bresslerae</i>	Schwartz, 1960	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus casparii</i>	Dunn, 1926	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus cattus</i>	Rodríguez, Dugo-Cota, Montero-Mendieta, Gonzalez-Voyer, Alonso Bosch, Vences & Vilà, 2017	Rodríguez et al. 2017 Zootaxa 4221	Rodríguez et al. 2017 Zootaxa 4221
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus coqui</i>	Thomas, 1966	Elliott et al. 2009	eol.org, Woolbright 1983 The American Naturalist 121

Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus cubanus	Barbour, 1942	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus cuneatus	(Cope, 1862)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Liu 1935
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus cystignathoides	(Cope, 1877)	Elliott et al. 2009	eol.org; Liu 1935; AmphibiaWeb.org
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus dimidiatus	(Cope, 1862)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Liu 1935; AmphibiaWeb.org
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus eileenae	Dunn, 1926	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Liu 1935; AmphibiaWeb.org
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus erythroproctus	Schwartz, 1960	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus etheridgei	Schwartz, 1958	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus feichtingeri	Díaz, Hedges & Schmid, 2012	Díaz et al. 2012	Díaz et al. 2012
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus glamyrus	Estrada & Hedges, 1997	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; AmphibiaWeb.org; Rodriguez et al. 2017
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus greyi	Dunn, 1926	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Liu 1935; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus grunwaldi	Reyes-Velasco, Ahumada-Carrillo, Burkhardt & Devitt, 2015	Reyes-Velasco et al. 2015	Reyes-Velasco et al. 2015
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus guanahacabibes	Estrada & Rodriguez, 1985	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus guantanamera	Hedges, Estrada & Thomas, 1992	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org; Hedges et al. 1992

Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus gundlachi</i>	Schmidt, 1920	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus guttilatus</i>	(Cope, 1879)	Elliott et al. 2009	Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus iberia</i>	Estrada & Hedges, 1996	Alonso et al. 2007	Estrada & Hedges 1996a; Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus intermedius</i>	Barbour & Shreve, 1937	Alonso et al. 2007	Alonso 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus ionthus</i>	Schwartz, 1960	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus jaumei</i>	Estrada & Alonso, 1997	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus johnstonei</i>	Barbour, 1914	Ibáñez et al. 1999	AmphibiaWeb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus klinikowskii</i>	Schwartz, 1959	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus leberi</i>	Schwartz, 1965	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus limbatus</i>	(Cope, 1862)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus mariposa</i>	Hedges, Estrada & Thomas, 1992	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus marnockii</i>	(Cope, 1878)	L. Elliott et al. 2009	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus melacara</i>	Hedges, Estrada & Thomas, 1992	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus michaelsschmidi</i>	Díaz, Cádiz & Navarro, 2007	Díaz et al. 2007	eol.org, Díaz et al. 2007



Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus orientalis</i>	(Barbour & Shreve, 1937)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus pezopetrus</i>	Schwartz, 1960	Alonso et al. 2007	Amphibiaweb.org; Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus pinarensis</i>	Dunn, 1926	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus planirostris</i>	(Cope, 1862)	Alonso et al. 2007	Woolbright 1983; Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus principalis</i>	Estrada & Hedges, 1997	Alonso et al. 2007	Estrada & Hedges 1997a; Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus ricordii</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus riparius</i>	Estrada & Hedges, 1998	Alonso et al. 2007	Estrada & Hedges 1998; Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus rivularis</i>	Díaz, Estrada & Hedges, 2001	Alonso et al. 2007	Díaz, Estrada & Hedges 2001; Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus ronaldi</i>	Schwartz, 1960	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus simulans</i>	Díaz & Fong, 2001	Alonso et al. 2007	Díaz & Fong 2001; Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus staurometopon</i>	Schwartz, 1960	Díaz et al. 2008	Hedges et al. 2008
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus symingtoni</i>	Schwartz, 1957	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus tetajulia</i>	Estrada & Hedges, 1996	Alonso et al. 2007	Estrada & Hedges 1996b; Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus thomasi</i>	Schwartz, 1959	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	<i>Eleutherodactylus toa</i>	Estrada & Hedges, 1991	Alonso et al. 2007	Estrada & Hedges 1991; Alonso et al. 2007

Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus tonyi	Estrada & Hedges, 1997	Alonso et al. 2007	Estrada & Hedges 1997b; Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus turquinensis	Barbour & Shreve, 1937	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus varians	(Gundlach & Peters, 1864)	Diaz et al. 2008	Amphibiaweb.org
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus varleyi	Dunn, 1925	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus wixarika	Reyes-Velasco, Ahumada-Carrillo, Burkhardt & Devitt, 2015	Reyes-Velasco et al. 2015	Reyes-Velasco et al. 2015
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus zeus	Schwartz, 1958	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Eleutherodactylidea	Eleutherodactylus zugii	Schwartz, 1958	Alonso et al. 2007	Alonso et al. 2007
Heleophrynidae	Hadromophryne natalensis	(Hewitt, 1913)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Heleophrynidae	Heleophryne depressa	FitzSimons, 1946	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Heleophrynidae	Heleophryne hewitti	Boycott, 1988	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Heleophrynidae	Heleophryne orientalis	FitzSimons, 1946	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Heleophrynidae	Heleophryne purcelli	Sclater, 1898	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Heleophrynidae	Heleophryne regis	Hewitt, 1910	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Heleophrynidae	Heleophryne rosei	Hewitt, 1925	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hemiphractidae	Gastrotheca fissipes	(Boulenger, 1888)	Mira-Mendes et al. 2012	Caramaschi & Rodrigues 2007; Mira-Mendes et al. 2012
Hemiphractidae	Gastrotheca lojana	Parker, 1932	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellmann 1974
Hemiphractidae	Gastrotheca pachachacae	Catenazzi & von May, 2011	Catenazzi & von May 2011	Catenazzi & von May 2011

Hemiphractidae	<i>Gastrotheca plumbea</i>	(Boulenger, 1882)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman 1974; Duellman & Hills 1987; eol.org
Hemiphractidae	<i>Gastrotheca prasina</i>	Teixeira, Vechio, Recoder, Carnaval, Strangas, Damasceno, Sena & Rodrigues, 2012	Teixeira et al. 2012	Teixeira et al. 2012
Hemiphractidae	<i>Gastrotheca recava</i>	Teixeira, Vechio, Recoder, Carnaval, Strangas, Damasceno, Sena & Rodrigues, 2012	Teixeira et al. 2012	Teixeira et al. 2012
Hemiphractidae	<i>Gastrotheca riobambae</i>	(Fowler, 1913)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman & Hills 1987; eol.org
Hemiphractidae	<i>Gastrotheca testudinea</i>	(Jiménez de la Espada, 1870)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Köhler 2000b; eol.org
Hemisotidae	<i>Hemisus guttatus</i>	(Rapp, 1842)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hemisotidae	<i>Hemisus marmoratus</i>	(Peters, 1854)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hylidae	<i>Acris crepitans</i>	Baird, 1854	Davidson 1996	AmphibiaWeb.org; eol.org
Hylidae	<i>Acris gryllus</i>	(LeConte, 1825)	Elliott et al. 2009	AmphibiaWeb.org; eol.org
Hylidae	<i>Aparasphenodon arapapa</i>	Pimenta, Napoli & Haddad, 2009	Lourenço-de-Moraes et al. 2013	Pimenta et al. 2009; Sales-de-Aquino et al. 2012; Lourenço-de-Moraes et al. 2013
Hylidae	<i>Aplastodiscus albosignatus</i>	(Lutz & Lutz, 1938)	Kwet & Marquez 2010	Heyer et al. 1990; Kwet & Marquez 2010; eol.org
Hylidae	<i>Aplastodiscus arildae</i>	(Cruz & Peixoto, 1987)	Zina & Haddad 2006	Heyer et al. 1990
Hylidae	<i>Aplastodiscus cochranae</i>	(Mertens, 1952)	Kwet & Marquez 2010	Kwet & Marquez 2010
Hylidae	<i>Aplastodiscus ehrhardti</i>	(Müller, 1924)	Conte et al. 2005; Kwet & Marquez 2010	Faivovich et al. 2002; Hartmann & Haddad 2004; Kwet & Marquez 2010; AmphibiaWeb.org
Hylidae	<i>Aplastodiscus leucopygius</i>	(Cruz and Peixoto, 1985)	Zina & Haddad 2006	Heyer et al. 1990; Haddad & Sawaya 2000; Zina & Haddad 2006

Hylidae	<i>Aplastodiscus perivridis</i>	Lutz, 1950	Kwet 2001; Haddad et al. 2005	Haddad et al. 2005; Maffei & Ubaid 2014
Hylidae	<i>Boana albomarginata</i>	(Spix, 1824)	Amphibiaweb.org	Giasson & Haddad 2006; Amphibiaweb.org
Hylidae	<i>Boana albopunctata</i>	(Spix, 1824)	De la Riva et al. 2002	Heyer et al. 1990; Maffei & Ubaid 2014
Hylidae	<i>Boana alfaroi</i>	(Caminer & Ron, 2014)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Carminer & Santiago 2014; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Boana almendarizae</i>	(Caminer & Ron, 2014)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Carminer & Santiago 2014; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Boana balzani</i>	(Boulenger, 1898)	De la Riva et al. 2002	Duellman et al. 1997
Hylidae	<i>Boana bischoffi</i>	(Boulenger, 1887)	Kwet 2001	Liu 1935; Heyer et al. 1990
Hylidae	<i>Boana boans</i>	(Linnaeus, 1758)	De la Riva et al. 2002	Liu 1935; Duellman 1970; eol.org
Hylidae	<i>Boana caingua</i>	(Carrizo, 1991)	Straneck 1993; Kwet & Marquez 2010	Kwet & Marquez 2010; Maffei & Ubaid 2014; eol.org
Hylidae	<i>Boana caipora</i>	(Antunes, Faivovich & Haddad, 2008)	AmphibiaWeb.org	Antunes et al. 2008; eol.org
Hylidae	<i>Boana calcarata</i>	(Troschel, 1848)	Cocroft et al. 2001	Rodríguez & Duellman 1994; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Boana cinerascens</i>	(Spix, 1824)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994; Lime et al. 2008
Hylidae	<i>Boana crepitans</i>	(Wied-Neuwied, 1824)	Ibáñez et al. 1999	Liu 1935; Duellman 1970; 1977; eo.org
Hylidae	<i>Boana faber</i>	(Wied-Neuwied, 1821)	Kwet 2001	Heyer et al. 1990; Kwet 2001
Hylidae	<i>Boana fasciata</i>	(Günther, 1858)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994; Carminer & Santiago 2014
Hylidae	<i>Boana geographica</i>	(Spix, 1824)	De la Riva et al. 2002	Lime et al. 2008

Hylidae	<i>Boana lanciformis</i>	(Cope, 1871)	De la Riva et al. 2002	Liu 1935; Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al. 2008
Hylidae	<i>Boana leptolineata</i>	(Braun & Braun, 1977)	Kwet 2001	Kwet 2001
Hylidae	<i>Boana lundii</i>	(Burmeister, 1856)	AmphibiaWeb.org	Maffei & Ubaid 2014, Santoro & Brandão 2014
Hylidae	<i>Boana maculateralis</i>	(Caminer & Ron, 2014)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Carminer & Santiago 2014; eol.org
Hylidae	<i>Boana marginata</i>	(Boulenger, 1887)	Kwet 2001	Kwet & Marquez 2010
Hylidae	<i>Boana marianitae</i>	(Carrizo, 1992)	De la Riva et al. 2002	Duellman et al. 1997
Hylidae	<i>Boana multifasciata</i>	(Günther, 1859)	Carvalho et al. 2010	Duellman 1977; Carvalho et al. 2010; Amphibiaweb.org
Hylidae	<i>Boana nympha</i>	(Faivovich, Moravec, Cisneros-Heredia & Köhler, 2006)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Faivovich et al. 2006 Herpetologica 62
Hylidae	<i>Boana ornatissima</i>	(Noble, 1923)	Marty & Gaucher 2002	Noble 1923; Marty & Gaucher 2002
Hylidae	<i>Boana paranaiba</i>	(Carvalho, Giaretta & Facure, 2010)	Carvalho et al. 2010	Carvalho et al. 2010
Hylidae	<i>Boana pellucens</i>	(Werner, 1901)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman 1971; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Boana picturata</i>	(Boulenger, 1899)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org, <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Boana prasina</i>	(Burmeister, 1856)	AmphibiaWeb.org	Heyer et al. 1990; Kwet & Marquez 2010; Maffei & Ubaid 2014
Hylidae	<i>Boana pugnax</i>	(Schmidt, 1857)	AmphibiaWeb.org	eol.org, AmphibiaWeb.org
Hylidae	<i>Boana pulchella</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Kwet 2001	Kwet & Marquez 2010

Hylidae	Boana punctata	(Schneider, 1799)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Rodríguez & Duellman 1994; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	Boana raniceps	(Cope, 1862)	De la Riva et al. 2002	Santoro & Brandão 2014
Hylidae	Boana riojana	(Koslowsky, 1895)	De la Riva et al. 2002	Liu 1935; Duellman et al. 1997
Hylidae	Boana rosenbergi	(Boulenger, 1898)	Ibáñez et al. 1999	Liu 1935; Duellman 1970; Wells 1977; Höbel 2000; Savage 2002
Hylidae	Boana rufitela	(Fouquette, 1961)	Ibáñez et al. 1999	Duellman 1970
Hylidae	Boana semiguttata	(Lutz, 1925)	Kwet 2001	Garcia et al. 2007
Hylidae	Boana tetete	(Caminer & Ron, 2014)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Carminer & Santiago 2014; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	Bokermannohyla carvalhoi	(Peixoto, 1981)	Amphibiaweb.org	eol.org; Amphibiaweb.org
Hylidae	Bokermannohyla circumdata	(Cope, 1871)	Carvalho et al. 2012; Amphibiaweb.org	Carvalho et al. 2012; eol.org; Amphibiaweb.org
Hylidae	Bokermannohyla flavopicta	Leite, Pezzuti & Garcia, 2012	Rocha et al. 2016	Leite et al. 2012
Hylidae	Bokermannohyla hylax	(Heyer, 1985)	AmphibiaWeb.org	Heyer et al. 1990; eol.org
Hylidae	Bokermannohyla ibitiguara	(Cardoso, 1983)	Carvalho et al. 2012	Cardoso 1983; eol.org
Hylidae	Bokermannohyla juiju	Faivovich, Lugli, Lourenço & Haddad, 2009	Taucce et al. 2015	Faivovich et al. 2009; Taucce et al. 2015
Hylidae	Bokermannohyla luctuosa	(Pombal & Haddad, 1993)	Pombal & Haddad 1993; AmphibiaWeb.org	Pombal & Haddad 1993; eol.org
Hylidae	Bokermannohyla nanuzae	(Bokermann & Sazima, 1973)	Amphibiaweb.org	Napoli & Caramaschi 2004
Hylidae	Bokermannohyla napolii	Carvalho, Giaretta & Magrini, 2012	Carvalho et al. 2012	Carvalho et al. 2012

Hylidae	Bokermannohyla pseudopseudis	(Miranda-Ribeiro, 1937)	Carvalho et al. 2013	Brandão et al. 2012; AmphibiaWeb.org
Hylidae	Bokermannohyla sapiranga	Brandão, Magalhães, Garda, Campos, Sebben & Maciel, 2012	Brandão et al. 2012	Brandão et al. 2012
Hylidae	Bokermannohyla sazimai	(Cardoso & Andrade, 1982)	Carvalho et al. 2012; AmphibiaWeb.org	Herpeto.org; De Moura & Feio 2010
Hylidae	Dendropsophus acreanus	(Bokermann, 1964)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; eol.org
Hylidae	Dendropsophus berthaltutae	(Bokermann, 1962)	Forti et al. 2012	eol.org; Amphibiaweb.org
Hylidae	Dendropsophus bifurcus	(Andersson, 1945)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	Dendropsophus brevifrons	(Duellman & Crump, 1974)	AmphibiaWeb.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Rodríguez & Duellman 1994; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	Dendropsophus carnifex	(Duellman, 1969)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman 1969; eol.org; AmphibiaWeb.org
Hylidae	Dendropsophus delarivai	(Köhler & Lötters, 2001)	De la Riva et al. 2002	Köhler & Lötters 2001
Hylidae	Dendropsophus ebraccatus	(Cope, 1874)	Ibáñez et al. 1999	Savage 2002
Hylidae	Dendropsophus elegans	(Wied-Neuwied, 1824)	Kwet & Marquez 2010	Bastos & Haddad 1996; Kwet & Marquez 2010
Hylidae	Dendropsophus gryllatus	(Duellman, 1973)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman 1973; eol.org
Hylidae	Dendropsophus jimi	(Napoli & Caramaschi, 1999)	AmphibiaWeb.org	Napoli & Caramaschi 1999; Maffei & Ubaid 2014; eol.org
Hylidae	Dendropsophus joannae	(Köhler & Lötters, 2001)	De la Riva et al. 2002	Köhler & Lötters 2001b
Hylidae	Dendropsophus koechlini	(Duellman & Trueb, 1989)	De la Riva et al. 2002	Duellman & Trueb 1989; Rodríguez & Duellman 1994; eol.org
Hylidae	Dendropsophus leali	(Bokermann, 1964)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994

Hylidae	<i>Dendropsophus leucophyllatus</i>	(Beireis, 1783)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Dendropsophus luteoocellatus</i>	(Roux, 1927)	AmphibiaWeb.org	Rivero 1961; eol.org; AmphibiaWeb.org
Hylidae	<i>Dendropsophus marmoratus</i>	(Laurenti, 1768)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Dendropsophus melanargyreus</i>	(Cope, 1887)	De la Riva et al. 2002	Köhler & Böhme 1996; Silva et al. 2010; AmphibiaWeb.org
Hylidae	<i>Dendropsophus microcephalus</i>	(Cope, 1886)	Ibáñez et al. 1999	Duellman 1970, 1977; Amphibiaweb.org
Hylidae	<i>Dendropsophus microps</i>	(Peters, 1872)	Kwet 2001; Kwet & Marquez 2010	Maffei & Ubaid 2014
Hylidae	<i>Dendropsophus minusculus</i>	(Rivero, 1971)	Rivero 1971; <a href="http://www.fonozoo.com/">http://www.fonozoo.com/</a>	Rivero 1971; Duellman 1977
Hylidae	<i>Dendropsophus minutus</i>	(Peters, 1872)	De la Riva et al. 2002; Marty & Gaucher 2002	Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al. 2008; Santoro & Brandão 2014
Hylidae	<i>Dendropsophus nahdereri</i>	(Lutz & Bokermann, 1963)	Kwet & Marquez 2010	Lutz & Bokermann 1963; Kwet & Marquez 2010
Hylidae	<i>Dendropsophus nanus</i>	(Boulenger, 1889)	De la Riva et al. 2002; Marty & Gaucher 2002	Maffei & Ubaid 2014
Hylidae	<i>Dendropsophus novaisi</i>	(Bokermann, 1968)	Protázio et al. 2017	Bokermann 1968; Protázio et al. 2017
Hylidae	<i>Dendropsophus oliveirai</i>	(Bokermann, 1963)	Santana 2011	eol.org; AmphibiaWeb.org
Hylidae	<i>Dendropsophus ozzy</i>	Orrico, Peloso, Sturaro, Silva, Neckel-Oliveira, Gordo, Faivovich & Haddad, 2014	Orrico et al. 2014	Orrico et al. 2014 Zootaxa
Hylidae	<i>Dendropsophus parviceps</i>	(Boulenger, 1882)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; Schlüter 2005; eol.org
Hylidae	<i>Dendropsophus phlebodes</i>	(Stejneger, 1906)	Ibáñez et al. 1999	Duellman 1970; Savage 2002



Hylidae	<i>Dendropsophus pseudomeridianus</i>	(Cruz, Caramaschi & Dias, 2000)	Caram et al. 2014	Caram et al. 2014
Hylidae	<i>Dendropsophus rhodopeplus</i>	(Günther, 1858)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Dendropsophus riveroi</i>	(Cochran & Goin, 1970)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Dendropsophus rubicundulus</i>	(Reinhardt & Lütken, 1862)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Hylidae	<i>Dendropsophus sanborni</i>	(Schmidt, 1944)	Martins et al. 2003; Kwet & Marquez 2010	Maffei & Ubaid 2014
Hylidae	<i>Dendropsophus sarayacuensis</i>	(Shreve, 1935)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Dendropsophus seniculus</i>	(Cope, 1868)	Hepp et al. 2012	Heyer et al. 1990; Hepp et al. 2012
Hylidae	<i>Dendropsophus studerae</i>	(Carvalho-e-Silva, Carvalho-e-Silva & Izecksohn, 2003)	Napoli et al. 2014 Zootaxa 3878:593-596	Carvalho-e-Silva et al. 2003; Napoli et al. 2014
Hylidae	<i>Dendropsophus timbeba</i>	(Martins and Cardoso, 1987)	Cocroft et al. 2001	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Dendropsophus triangulum</i>	(Günther, 1869)	Cocroft et al. 2001	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Dendropsophus tritaeniatatus</i>	(Bokermann, 1965)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002
Hylidae	<i>Dryophytes andersonii</i>	(Baird, 1854)	Elliott et al. 2009	Wells 1977; eol.org
Hylidae	<i>Dryophytes arenicolor</i>	Cope, 1866	Davidson 1996	Duellman 1970; Wells 1977; eol.org
Hylidae	<i>Dryophytes avivoca</i>	(Viosca, 1928)	Elliott et al. 2009	Liu 1935, AmphibiaWeb.org
Hylidae	<i>Dryophytes chrysoscelis</i>	(Cope, 1880)	Elliott et al. 2009	Wells 1977; eol.org
Hylidae	<i>Dryophytes cinereus</i>	(Schneider, 1799)	Elliott et al. 2009	Wells 1977; Wells 2007; AmphibiaWeb.org

Hylidae	Dryophytes eximius	(Baird, 1854)	Davidson 1996	Duellman 1970; eol.org
Hylidae	Dryophytes femoralis	(Daudin, 1800)	Elliott et al. 2009	AmphibiaWeb.org
Hylidae	Dryophytes graciosus	(LeConte, 1856)	Elliott et al. 2009	AmphibiaWeb.org
Hylidae	Dryophytes squirellus	(Daudin, 1800)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; eol.org
Hylidae	Dryophytes versicolor	(LeConte, 1825)	Elliott et al. 2009	Wells 1977; eol.org
Hylidae	Dryophytes wrightorum	(Taylor, 1939)	Elliott et al. 2009	AmphibiaWeb.org
Hylidae	Ecnomiohyla sukia	Savage & Kubicki, 2010	Savage & Kubicki 2010	Savage & Kubicki 2010
Hylidae	Hyla arborea	(Linnaeus, 1758)	Schneider 2005	AmphibiaWeb.org
Hylidae	Hyla intermedia	Boulenger, 1882	Schneider 2005	AmphibiaWeb.org
Hylidae	Hyla meridionalis	Boettger, 1874	Schneider 2005; Maso & Pijoan 2011	Wells 1977; Amphibiaweb.org; eol.org
Hylidae	Hyla molleri	Bedriaga, 1889	Maso & Pijoan 2011	eol.org
Hylidae	Hyla sarda	(De Betta, 1853)	Schneider 2005	eol.org
Hylidae	Hyla savignyi	Audouin, 1827	Schneider 2005	eol.org
Hylidae	Hyloscirtus albopunctulatus	(Boulenger, 1882)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman & Mendelson 1995; eol.org
Hylidae	Hyloscirtus alytolylax	(Duellman, 1972)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellmann 1972; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a> ; eol.org
Hylidae	Hyloscirtus armatus	(Boulenger, 1902)	De la Riva et al. 2002	Boulenger 1902b; Duellman et al. 1997b; De la Riva et al. 2002
Hylidae	Hyloscirtus charazani	(Vellard, 1970)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002

Hylidae	Hyloscirtus condor	Almendáriz, Brito-M., Batallas-R. & Ron, 2014	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Almendáriz et al. 2014; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	Hyloscirtus criptico	Coloma, Carvajal-Endara, Dueñas, Paredes-Recalde, Morales-Mite, Almeida- Reinoso, Tapia, Hutter, Toral- Contreras & Guayasamin, 2012	Coloma et al. 2012	Coloma et al. 2012
Hylidae	Hyloscirtus lindae	(Duellman & Altig, 1978)	Coloma et al. 2012	Duellman & Altig 1978; Coloma et al. 2012; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	Hyloscirtus pacha	(Duellman & Hillis, 1990)	Coloma et al. 2012	Duellman & Hillis 1990c; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a> ; eol.org
Hylidae	Hyloscirtus palmeri	(Boulenger, 1908)	Ibáñez et al. 1999	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	Hyloscirtus pantostictus	(Duellman & Berger, 1982)	Coloma et al. 2012	Duellman & Berger 1982; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a> ; eol.org
Hylidae	Hyloscirtus phyllognathus	(Melin, 1941)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellmann 1972; eol.org
Hylidae	Hyloscirtus psarolaimus	(Duellman & Hillis, 1990)	Coloma et al. 2012	Duellman & Hillis 1990; Coloma et al. 2012
Hylidae	Hyloscirtus staufferorum	(Duellman & Coloma, 1993)	Coloma et al. 2012	Duellman & Coloma 1993; Coloma et al. 2012; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	Hyloscirtus tapichalaca	(Kizirian, Coloma & Paredes- Recalde, 2003)	Coloma et al. 2012	Kizirian et al. 2003; Coloma et al. 2012
Hylidae	Hyloscirtus torrenticola	(Duellman and Altig, 1978)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman & Altig 1978; eol.org
Hylidae	Isthmohyla rivularis	(Taylor, 1952)	AmphibiaWeb.org	Duellman 1970; AmphibiaWeb.org; eol.org

Hylidae	<i>Itapotihyla langsdorffii</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Straneck 1993; Kwet & Márquez 2010	Kwet & Márquez 2010; Maffei & Ubaid 2014; eol.org
Hylidae	<i>Julianus uruguayus</i>	(Schmidt, 1944)	Kwet 2001	Schmidt 1944; Kwet 2001
Hylidae	<i>Lysapsus limellum</i>	Cope, 1862	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; eol.org
Hylidae	<i>Nyctimantis rugiceps</i>	Boulenger, 1882	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Ololygon angrensis</i>	(Lutz, 1973)	Garey et al. 2012	Garey et al. 2012
Hylidae	<i>Ololygon argyreornata</i>	(Miranda-Ribeiro, 1926)	Kwet & Márquez 2010	Duellman & Wiens 1992
Hylidae	<i>Ololygon berthae</i>	(Barrio, 1962)	Kwet 2001	Kwet 2001; Kwet & Márquez 2010; Maffei & Ubaid 2014
Hylidae	<i>Ololygon catharinae</i>	(Boulenger, 1888)	Kwet 2001	Liu 1935; Kwet 2001; Kwet & Márquez 2010
Hylidae	<i>Ololygon cosenzai</i>	(Lacerda, Peixoto & Feio, 2012)	Lacreda et al. 2012	Lacreda et al. 2012
Hylidae	<i>Ololygon insperata</i>	(Silva & Alves-Silva, 2011)	Silva & Alves-Silva 2011	Silva & Alves-Silva 2011
Hylidae	<i>Ololygon littoralis</i>	(Pombal & Gordo, 1991)	Garey et al. 2012	Garey et al. 2012
Hylidae	<i>Ololygon peixotoi</i>	(Brasileiro, Haddad, Sawaya & Martins, 2007)	Brasileiro et al. 2007	Brasileiro et al. 2007
Hylidae	<i>Osteocephalus buckleyi</i>	(Boulenger, 1882)	AmphibiaWeb.org	Treub & Duellmann 1971; Lima et al. 2008; eol.org
Hylidae	<i>Osteocephalus cannatellai</i>	Ron, Venegas, Toral, Read, Ortiz & Manzano, 2012	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Ron et al. 2012; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Osteocephalus deridens</i>	Jungfer, Ron, Seipp & Almendáriz, 2000	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Jungfer et al. 2000; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>

Hylidae	<i>Osteocephalus fuscifacies</i>	Jungfer, Ron, Seipp & Almendáriz, 2000	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Jungfer et al. 2000; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Osteocephalus leprieurii</i> (Pakitza)	(Duméril & Bibron, 1841)	Cocroft et al. 2001	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Osteocephalus leprieurii</i> (Tambopata)	(Duméril & Bibron, 1841)	Cocroft et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Osteocephalus mutabor</i>	Jungfer & Hödl, 2002	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Jungfer & Hödl 2002; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Osteocephalus oophagus</i>	Jungfer & Schiesari, 1995	AmphibiaWeb.org	Jungfer & Schiesari 1995; Lima et al. 2008
Hylidae	<i>Osteocephalus planiceps</i>	Cope, 1874	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman & Mendelson III 1995; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Osteocephalus taurinus</i>	Steindachner, 1862	De la Riva et al. 2002	Treub & Duellmann 1971; Lima et al. 2008
Hylidae	<i>Osteocephalus verruciger</i>	(Werner, 1901)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Osteocephalus yasuni</i>	Ron & Pramuk, 1999	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Ron & Pramuk 1999; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	<i>Osteopilus septentrionalis</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Alonso et al. 2007	Salinas 2006; Alonso et al. 2007
Hylidae	<i>Phyllodytes acuminatus</i>	Bokermann, 1966	Campos et al. 2014	Campos et al. 2014
Hylidae	<i>Phyllodytes gyrinaethes</i>	Peixoto, Caramaschi & Freire, 2003	Roberto & Avila 2013, Zootaxa 3669	Peixoto et al. 2003
Hylidae	<i>Phyllodytes kautskyi</i>	Peixoto & Cruz, 1988	Simon & Gasparini 2003	Simon & Gasparini 2003
Hylidae	<i>Phyllodytes melanomystax</i>	Caramaschi, Silva & Britto-Pereira, 1992	Nunes et al. 2007	Caramaschi et al. 1992
Hylidae	<i>Phyllodytes tuberculosus</i>	Bokermann, 1966	Juncá et al. 2012	Juncá et al. 2012

Hylidae	<i>Phyllodytes wuchereri</i>	(Peters, 1873)	Cruz et al. 2014	Caramaschi et al. 2004; Cruz et al. 2014
Hylidae	<i>Pseudacris brachyphona</i>	(Cope, 1889)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Hylidae	<i>Pseudacris brimleyi</i>	Brandt & Walker, 1933	Elliott et al. 2009	Amphibiaweb.org
Hylidae	<i>Pseudacris cadaverina</i>	(Cope, 1866)	Davidson 1995	Amphibiaweb.org
Hylidae	<i>Pseudacris clarkii</i>	(Baird, 1854)	Davidson 1996	Amphibiaweb.org; Blair 1961 Ecology 42
Hylidae	<i>Pseudacris crucifer</i>	(Wied-Neuwied, 1838)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Wells 1977; 2007
Hylidae	<i>Pseudacris feriarum</i>	(Baird, 1854)	Elliott et al. 2009	eol.org
Hylidae	<i>Pseudacris fouquettei</i>	Lemmon, Lemmon, Collins & Cannatella, 2008	Elliott et al. 2009	Lemmon et al. 2008; Amphibiaweb.org
Hylidae	<i>Pseudacris kalmi</i>	Harper, 1955	Elliott et al. 2009	eol.org
Hylidae	<i>Pseudacris maculata</i>	(Agassiz, 1850)	Elliott et al. 2009	eol.org
Hylidae	<i>Pseudacris nigrita</i>	(LeConte, 1825)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; AmphibiaWeb.org; eol.org
Hylidae	<i>Pseudacris ocularis</i>	(Holbrook, 1838)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; AmphibiaWeb.org; eol.org
Hylidae	<i>Pseudacris ornata</i>	(Holbrook, 1836)	Elliott et al. 2009	eol.org, Amphibiaweb.org
Hylidae	<i>Pseudacris regilla</i>	(Baird & Girard, 1852)	Davidson 1995; 1996	Duellman 1970; Amphibiaweb.org; eol.org,
Hylidae	<i>Pseudacris streckeri</i>	Wright & Wright, 1933	Elliott et al. 2009	Wells 1977; AmphibiaWeb.org
Hylidae	<i>Pseudacris triseriata</i>	(Wied-Neuwied, 1838)	Davidson 1996	Liu 1935; AmphibiaWeb.org; eol.org
Hylidae	<i>Pseudis bolbodactyla</i>	Lutz, 1925	AmphibiaWeb.org	Brandão et al. 2003; Kwet & Márquez 2010
Hylidae	<i>Pseudis cardosoi</i>	Kwet, 2000	Kwet 2001	Kwet 2000; Kwet & Márquez 2010; Amphibiaweb.org

Hylidae	<i>Pseudis minuta</i>	Günther, 1858	Straneck 1993; Kwet & Márquez 2010	Kwet 2000; Kwet & Márquez 2010; eol.org
Hylidae	<i>Pseudis paradoxa</i>	(Linnaeus, 1758)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002
Hylidae	<i>Scarthyla goinorum</i>	(Bokermann, 1962)	Cocroft et al. 2001; De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	<i>Scinax acuminatus</i>	(Cope, 1862)	Magrini et al. 2011	Liu 1935; Magrini et al. 2011
Hylidae	<i>Scinax alter</i>	(Lutz, 1973)	Nunes et al. 2012	Lutz 1968; Nunes et al. 2012
Hylidae	<i>Scinax auratus</i>	(Wied-Neuwied, 1821)	Nunes et al. 2007	Duellman & Wiens 1992
Hylidae	<i>Scinax boesemani</i>	(Goin, 1966)	AmphibiaWeb.org	Duellman 1977; Lima et al. 2008
Hylidae	<i>Scinax boulengeri</i>	(Cope, 1887)	Ibáñez et al. 1999	Duellman 1970
Hylidae	<i>Scinax cabralensis</i>	Drummond, Baêta & Pires, 2007	Drummond et al. 2007	Drummond et al. 2007
Hylidae	<i>Scinax camposseabrai</i>	(Bokermann, 1968)	Straneck 1993, Novaes & Zina 2016	Caramaschi & Cardoso 2006; Araujo-Vieira et al. 2015, eol.org
Hylidae	<i>Scinax castroviejoi</i>	De la Riva, 1993	De la Riva et al. 2002	De la Riva 1993; Araujo-Vieira et al. 2015
Hylidae	<i>Scinax chiquitanus</i>	(De la Riva, 1990)	De la Riva et al. 2002	Duellman & Wiens 1993; Amphibiaweb.org
Hylidae	<i>Scinax constrictus</i>	Lima, Bastos & Giaretta, 2005	Gambale et al. 2014	Lima et al. 2005
Hylidae	<i>Scinax cretatus</i>	Nunes & Pombal, 2011	Nunes & Pombal 2011	Nunes & Pombal 2011
Hylidae	<i>Scinax crospedospilus</i>	(Lutz, 1925)	Magrini et al. 2011	Magrini et al. 2011
Hylidae	<i>Scinax cruentomma</i>	(Duellman, 1972)	Marty & Gaucher 2002	Rodríguez & Duellman 1994; Marty & Gaucher 2002
Hylidae	<i>Scinax curicica</i>	Pugliese, Pombal & Sazima, 2004	Pugliese et al. 2004	Pugliese et al. 2004

Hylidae	Scinax duartei	(Lutz, 1951)	Magrini et al. 2011	Amphibiaweb.org
Hylidae	Scinax eurydice	(Bokermann, 1968)	Magrini et al. 2011	Bokermann 1968; Araujo-Vieira et al. 2015
Hylidae	Scinax funereus	(Cope, 1874)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman 1971; Rodríguez & Duellman 1994; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>
Hylidae	Scinax fuscomarginatus	(Lutz, 1925)	AmphibiaWeb.org	Brusquetti et al. 2014; Maffei & Ubaid 2014; Santoro & Brandão 2014; eol.org
Hylidae	Scinax fuscovarius	(Lutz, 1925)	De la Riva et al. 2002	Liu 1935; Köhler & Böhme 1996; Maffei & Ubaid 2014
Hylidae	Scinax garbei	(Miranda-Ribeiro, 1926)	De la Riva et al. 2002	Duellman & Wiens 1993; Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al. 2008,
Hylidae	Scinax granulatus	(Peters, 1871)	Kwet & Márquez 2010	Liu 1935; Kwet & Márquez 2010
Hylidae	Scinax hayii	(Barbour, 1909)	Magrini et al. 2011	Cochran 1955; Heyer et al. 1990
Hylidae	Scinax ictericus	Duellman & Wiens, 1993	Cocroft et al. 2001	Duellman & Wiens 1993
Hylidae	Scinax nasicus	(Cope, 1862)	De la Riva et al. 2002	Kwet & Márquez 2010; Amphibiaweb.org
Hylidae	Scinax nebulosus	(Spix, 1824)	De la Riva et al. 2002	Duellman 1977; Amphibiaweb.org
Hylidae	Scinax pedromedinae	(Henle, 1991)	Cocroft et al. 2001	Duellman & Wiens 1993
Hylidae	Scinax perereca	Pombal, Haddad & Kasahara, 1995	Pombal et al. 1995; Kwet & Márquez 2010	Pombal et al. 1995; Kwet 2001
Hylidae	Scinax proboscideus	(Brongersma, 1933)	Marty & Gaucher 2002	Marty & Gaucher 2002
Hylidae	Scinax quinefasciatus	(Fowler, 1913)	<a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>	Duellman 1971; eol.org; <a href="https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/">https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/</a>



Hylidae	Scinax rogerioi	Pugliese, Baêta & Pombal, 2009	Pugliese et al. 2009	Pugliese et al. 2009
Hylidae	Scinax rossaferesae	Conte, Araujo-Vieira, Crivellari & Berneck, 2016	Conte et al. 2016	Conte et al. 2016
Hylidae	Scinax rostratus	(Peters, 1863)	Ibáñez et al. 1999	Duellman 1970; eol.org
Hylidae	Scinax ruber	(Laurenti, 1768)	De la Riva et al. 2002	Duellman 1970; Duellman & Wiens 1993; Schlüter 2005; Lima et al. 2008
Hylidae	Scinax rupestris	Araujo-Vieira, Brandão & Faria, 2015	Araujo-Vieira et al. 2015	Araujo-Vieira et al. 2015
Hylidae	Scinax squalirostris	(Lutz, 1925)	De la Riva et al. 2002	Schmidt 1944; Kwet & Márquez 2010; Maffei & Ubaid 2014
Hylidae	Scinax staufferi	(Cope, 1865)	Ibáñez et al. 1999	Duellman 1970; Savage 2002
Hylidae	Scinax tigrinus	Nunes, Carvalho & Pereira, 2010	Nunes et al. 2010	Nunes et al. 2010
Hylidae	Smilisca baudinii	(Duméril & Bibron, 1841)	Duellman 1970; Duellman & Pyles 1983; Elliott et al. 2009	Liu 1935; Duellman 1970; Savage 2002
Hylidae	Smilisca fodiens	(Boulenger, 1882)	Davidson 1996	Duellman 1970; AmphibiaWeb.org
Hylidae	Smilisca phaeota	(Cope, 1862)	Ibáñez et al. 1999	Liu 1935; Savage 2002; AmphibiawebEcuador.org
Hylidae	Smilisca sila	Duellman & Trueb, 1966	Ibáñez et al. 1999	Savage 2002
Hylidae	Sphaenorhynchus carneus	(Cope, 1868)	Duellman & Pyles 1983; Copeia	Hödl 1977; Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	Sphaenorhynchus dorisae	(Goin, 1957)	Cocroft et al. 2001	Hödl 1977; Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	Sphaenorhynchus lacteus	(Daudin, 1800)	De la Riva et al. 2002	Duellman 1977; Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	Tlalocohyla loquax	(Gaije & Stuart, 1934)	Duellman & Pyles 1983; Duellman 1970	Duellman 1970; Amphibiaweb.org

Hylidae	Trachycephalus atlas	Bokermann, 1966	Santos-Silva et al. 2012	Santos-Silva et al. 2012; eol.org
Hylidae	Trachycephalus coriaceus	(Peters, 1867)	De la Riva et al. 2002; Marty & Gaucher 2002	Rodríguez & Duellman 1994
Hylidae	Trachycephalus cunauaru	Gordo, Toledo, Suárez, Kawashita-Ribeiro, Ávila, Morais & Nunes, 2013	Gordo et al. 2013; AmphibiawebEcuador.org	Gordo et al. 2013; AmphibiawebEcuador.org
Hylidae	Trachycephalus dibernardoi	Kwet and Solé, 2008	AmphibiaWeb.org	Kwet & Sole 2008; AmphibiaWeb.org
Hylidae	Trachycephalus jordani	(Stejneger & Test, 1891)	AmphibiawebEcuador.org	AmphibiawebEcuador.org; eol.org
Hylidae	Trachycephalus mesophaeus	(Hensel, 1867)	Kwet & Márquez 2010	Kwet & Márquez 2010
Hylidae	Trachycephalus resinifictrix	(Goeldi, 1907)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al 2008
Hylidae	Trachycephalus typhonius	(Linnaeus, 1758)	De la Riva et al. 2002	Deullman 1970; Rodríguez & Duellman 1994; Santoro & Brandão 2014
Hylodidae	Hylodes asper	(Müller, 1924)	Amphibiaweb.org	Kwet & Márquez 2010; AmphibiaWeb.org
Hylodidae	Hylodes heyeri	Haddad, Pombal & Bastos, 1996	Lingnau & Bastos 2007	Lingnau & Bastos 2007; Kwet & Márquez 2010
Hylodidae	Hylodes perplicatus	(Miranda-Ribeiro, 1926)		Amphibiaweb.org
Hylodidae	Hylodes phyllodes	Heyer & Cocroft, 1986	Amphibiaweb.org	Amphibiaweb.org; eol.org
Hylodidae	Hylodes uai	Nascimento, Pombal & Haddad, 2001	Nascimento et al. 2001	Nascimento et al. 2001
Hyperoliidae	Acanthixalus spinosus	(Buchholz & Peters, 1875)	Mark-Oliver Rödel privat collection	Schiøtz 1999
Hyperoliidae	Afrixalus aureus	Pickersgill, 1984	Pickersgill 2005	Schiøtz 1999; Pickersgill, 2005
Hyperoliidae	Afrixalus brachycnemis	(Boulenger, 1896)	Pickersgill 2005	Pickersgill 2005; Amphibiaweb.org

Hyperoliidae	<i>Afrixalus crotalus</i>	Pickersgill, 1984	Pickersgill 2005	Pickersgill 2005
Hyperoliidae	<i>Afrixalus delicatus</i>	Pickersgill, 1984	Pickersgill 2005	Pickersgill 2005
Hyperoliidae	<i>Afrixalus dorsalis</i>	(Peters, 1875)	Köhler et al. 2005; Amphibiaweb.org	Schiøtz 1999; Rödel 2000; Köhler et al. 2005
Hyperoliidae	<i>Afrixalus fornasini</i>	(Bianconi, 1849)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; eol.org
Hyperoliidae	<i>Afrixalus knysnae</i>	(Loveridge, 1954)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; eol.org
Hyperoliidae	<i>Afrixalus nigeriensis</i>	Schiøtz, 1963	Mark-Oliver Rödel privat collection	Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Afrixalus osorioi</i>	(Ferreira, 1906)	Köhler et al. 2005	Schiøtz 1999
Hyperoliidae	<i>Afrixalus paradorsalis</i>	Perret, 1960	Köhler et al. 2005	Schiøtz 1999
Hyperoliidae	<i>Afrixalus quadrivittatus</i>	(Werner, 1908)	Köhler et al. 2005	Köhler et al. 2005
Hyperoliidae	<i>Afrixalus spinifrons</i>	(Cope, 1862)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Afrixalus stuhlmanni</i>	(Pfeffer, 1893)	Pickersgill 2005	Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Afrixalus sylvaticus</i>	Schiøtz, 1974	Pickersgill 2005	Pickersgill 2005
Hyperoliidae	<i>Afrixalus vibekensis</i>	Schiøtz, 1967	Mark-Oliver Rödel privat collection	Schiøtz 1999
Hyperoliidae	<i>Afrixalus vittiger</i>	(Peters, 1876)	Mark-Oliver Rödel privat collection	Rödel et al. 2006; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Afrixalus weidholzi</i>	(Mertens, 1938)	Mark-Oliver Rödel privat collection	Rödel et al. 2006; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Heterixalus alboguttatus</i>	(Boulenger, 1882)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Heterixalus andrakata</i>	Glaw & Vences, 1991	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Heterixalus betsileo</i>	(Grandidier, 1872)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Heterixalus boettgeri</i>	(Mocquard, 1902)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007

Hyperoliidae	<i>Heterixalus carbonei</i>	Vences, Glaw, Jesu & Schimmenti, 2000	Vences et al. 2006	Glos 2003; Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Heterixalus luteostriatus</i>	(Andersson, 1910)	Vences et al. 2006	Glos 2003; Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Heterixalus madagascariensis</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Heterixalus punctatus</i>	Glaw & Vences, 1994	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Heterixalus rutenbergi</i>	(Boettger, 1881)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Heterixalus tricolor</i>	(Boettger, 1881)	Vences et al. 2006	Glos 2003; Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Heterixalus variabilis</i>	(Ahl, 1930)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007
Hyperoliidae	<i>Hyperolius argus</i>	Peters, 1854	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hyperoliidae	<i>Hyperolius benguellensis</i>	(Bocage, 1893)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hyperoliidae	<i>Hyperolius bolifambae</i>	Mertens, 1938	M. Barej privat collection	Schiøtz 1999; eol.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius chlorosteus</i>	(Boulenger, 1915)	Mark-Oliver Rödel privat collection	Schiøtz 1999; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius concolor</i>	(Hallowell, 1844)	Mark-Oliver Rödel privat collection	Rödel 2000; Rödel et al. 2006
Hyperoliidae	<i>Hyperolius cystocandicans</i>	Richards & Schiøtz, 1977	Köhler et al. 2005	Schiøtz 1999; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius endjami</i>	Amiet, 1980	M. Barej privat collection	Amiet 1980; eol.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius fusciventris fusciventris</i>	Peters, 1876	Mark-Oliver Rödel privat collection	Schiøtz 1999; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius fusciventris lamotensis</i>	Peters, 1876	Mark-Oliver Rödel privat collection	Schiøtz 1999; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius glandicolor</i>	Peters, 1878	Köhler et al. 2005	Amphibiaweb.org

Hyperoliidae	<i>Hyperolius guttulatus</i>	Günther, 1858	M. Barej privat collection	Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius horstockii</i>	(Schlegel, 1837)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hyperoliidae	<i>Hyperolius jackie</i>	Dehling, 2012	Dehling 2012	Dehling 2012
Hyperoliidae	<i>Hyperolius langi</i>	Noble, 1924	Köhler et al. 2005	Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius laurenti</i>	Schiøtz, 1967	Rödel et al. 2005	Rödel et al. 2005
Hyperoliidae	<i>Hyperolius marginatus</i>	Peters, 1854	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hyperoliidae	<i>Hyperolius marmoratus</i>	Rapp, 1842	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hyperoliidae	<i>Hyperolius microps</i>	Günther, 1864	Du Preez & Carruthers 2009	Ohler & Fretey 2014
Hyperoliidae	<i>Hyperolius mitchelli</i>	Loveridge, 1953	Du Preez & Carruthers 2009	Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius montanus</i>	(Angel, 1924)	Köhler et al. 2005	Köhler et al. 2005; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius nasutus</i>	Günther, 1865	Du Preez & Carruthers 2009	Rödel et al. 2006; Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius nienokouensis</i>	Rödel, 1998	Mark-Oliver Rödel privat collection	Rödel 1998
Hyperoliidae	<i>Hyperolius nitidulus</i>	Peters, 1875	Mark-Oliver Rödel privat collection	Rödel 2000; Rödel et al. 2006
Hyperoliidae	<i>Hyperolius ocellatus</i>	Günther, 1858	M. Barej privat collection	Liu 1935; Amphibiaweb.org; eol.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius parallelus</i>	Günther, 1858	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hyperoliidae	<i>Hyperolius parkeri</i>	Loveridge, 1933	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Ohler & Fretey 2014
Hyperoliidae	<i>Hyperolius phantasticus</i>	(Boulenger, 1899)	Köhler et al. 2005	Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	<i>Hyperolius pickersgilli</i>	Raw, 1982	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hyperoliidae	<i>Hyperolius picturatus</i>	Peters, 1875	Mark-Oliver Rödel privat collection	Liu 1935; Amphibiaweb.org

Hyperoliidae	Hyperolius puncticulatus	(Pfeffer, 1893)	Köhler et al. 2005	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	Hyperolius pusillus	(Cope, 1862)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	Hyperolius semidiscus	Hewitt, 1927	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	Hyperolius spatzi	Ahl, 1931	Mark-Oliver Rödel privat collection	Rödel et al. 2010
Hyperoliidae	Hyperolius swynnertoni	FitzSimons, 1941	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hyperoliidae	Hyperolius torrentis	Schiøtz, 1967	Mark-Oliver Rödel privat collection	Schiøtz 1999; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	Hyperolius tuberculatus	(Mocquard, 1897)	M. Barej privat collection	Schiøtz 1999; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	Hyperolius tuberilinguis	Smith, 1849	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Hyperoliidae	Hyperolius viridiflavus	(Duméril & Bibron, 1841)	AmphibiaWeb.org	Liu 1935; Schiøtz 1999
Hyperoliidae	Kassina arboricola	Perret, 1985	Mark-Oliver Rödel privat collection	Rödel et al. 2002; eol.org
Hyperoliidae	Kassina cassinoides	(Boulenger, 1903)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Hyperoliidae	Kassina cochranae	(Loveridge, 1941)	Mark-Oliver Rödel privat collection	Rödel et al. 2002
Hyperoliidae	Kassina fusca	Schiøtz, 1967	AmphibiaWeb.org	Schiøtz 1999; Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	Kassina schioetzi	Rödel, Grafe, Rudolf & Ernst, 2002	Rödel et al. 2002	Rödel et al. 2002
Hyperoliidae	Kassina senegalensis	(Duméril & Bibron, 1841)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Du Preez & Carruthers 2009; AmphibiaWeb.org
Hyperoliidae	Morerella cyanophthalma	Rödel, Asseman, Kouamé, Tohé & Perret, 2009	Rödel et al. 2009	Rödel et al. 2009
Hyperoliidae	Phlyctimantis boulengeri	Perret, 1986	Mark-Oliver Rödel privat collection	Amphibiaweb.org
Hyperoliidae	Phlyctimantis maculatus	(Duméril, 1853)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Du Preez & Carruthers 2009; eol.org

Hyperoliidae	<i>Semnodactylus wealii</i>	(Boulenger, 1882)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Leptodactylidae	<i>Adenomera ajurauna</i>	(Berneck, Costa & Garcia, 2008)	Berneck et al. 2008	Berneck et al. 2008
Leptodactylidae	<i>Adenomera andreae</i> (Guyane)		Marty & Gaucher 2002	Marty & Gaucher 2002
Leptodactylidae	<i>Adenomera andreae</i> (Peru)	(Müller, 1923)	Cocroft et al. 2001	Lima et al. 2008
Leptodactylidae	<i>Adenomera araucaria</i>	Kwet & Angulo, 2002	Kwet & Márquez 2010	Kwet & Márquez 2010
Leptodactylidae	<i>Adenomera bokermanni</i>	(Heyer, 1973)	Kwet & Márquez 2010	Kwet & Marquez 2010; Maffei & Ubaid 2014
Leptodactylidae	<i>Adenomera cotuba</i>	Carvalho & Giaretta, 2013	Carvalho & Giaretta 2013; AmphibiaWeb.org	Carvalho & Giaretta 2013; Santoro & Brandão 2014
Leptodactylidae	<i>Adenomera diptyx</i>	(Boettger, 1885)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002
Leptodactylidae	<i>Adenomera engelsi</i>	Kwet, Steiner & Zillikens, 2009	Kwet & Márquez 2010	Kwet et al. 2009; Kwet & Márquez 2010
Leptodactylidae	<i>Adenomera hylaedactyla</i>	(Cope, 1868)	Cocroft et al. 2001	Duellman 1977; Lime et al. 2008; AmphibiaWeb.org
Leptodactylidae	<i>Adenomera juikitam</i>	Carvalho & Giaretta, 2013	Carvalho & Giaretta 2013; AmphibiaWeb.org	Carvalho & Giaretta 2013; Santoro & Brandão 2014
Leptodactylidae	<i>Adenomera marmorata</i>	Steindachner, 1867	AmphibiaWeb.org	Heyer et al. 1990; Kwet & Márquez 2010
Leptodactylidae	<i>Adenomera nana</i>	(Müller, 1922)	Kwet & Márquez 2010	Kwet & Márquez 2010
Leptodactylidae	<i>Adenomera thomei</i>	(Almeida & Angulo, 2006)	AmphibiaWeb.org	eol.org
Leptodactylidae	<i>Edalorhina perezi</i>	Jiménez de la Espada, 1870	Cocroft et al. 2001	AmphibiaWeb.org
Leptodactylidae	<i>Engystomops coloradum</i>	(Cannatella & Duellman, 1984)	AmphibiawebEcuador.org	Cannatella & Duellman 1984; eol.org

Leptodactylidae	Engystomops guayaco	(Ron, Coloma & Cannatella, 2005)	AmphibiawebEcuador.org	Ron et al. 2005; eol.org
Leptodactylidae	Engystomops montubio	(Ron, Cannatella & Coloma, 2004)	AmphibiawebEcuador.org	eol.org, Ron et al. 2004
Leptodactylidae	Engystomops petersi	Jiménez de la Espada, 1872	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994; eol.org
Leptodactylidae	Engystomops pustulatus	(Shreve, 1941)	AmphibiawebEcuador.org	AmphibiawebEcuador.org; eol.org
Leptodactylidae	Engystomops pustulosus	(Cope, 1864)	AmphibiaWeb.org	Liu 1935; AmphibiaWeb.org
Leptodactylidae	Engystomops puyango	Ron, Toral, Rivera & Terán-Valdez, 2010	AmphibiawebEcuador.org	Ron et al. 2010
Leptodactylidae	Engystomops randi	(Ron, Cannatella & Coloma, 2004)	AmphibiawebEcuador.org	eol.org, Ron et al. 2004, Hepetologica 60:261-275
Leptodactylidae	Hydrolaetare schmidtii	(Cochran & Goin, 1959)	Marty & Gaucher 2002	Marty & Gaucher 2002; eol.org
Leptodactylidae	Leptodactylus bolivianus	Boulenger, 1898	Cocroft et al. 2001	Liu 1935; Duellman 1977; Heyer et al. 1990
Leptodactylidae	Leptodactylus bufonius	Boulenger, 1894	De la Riva et al. 2002	Heyer 1978
Leptodactylidae	Leptodactylus chaquensis	Cei, 1950	AmphibiaWeb.org	eol.org
Leptodactylidae	Leptodactylus cupreus	Caramaschi, Feio & São Pedro, 2008	Caramaschi et al. 2008	Caramaschi et al. 2008
Leptodactylidae	Leptodactylus didymus	Heyer, García-Lopez & Cardoso, 1996	Cocroft et al. 2001	Heyer et al. 1996; De la Riva et al. 2002
Leptodactylidae	Leptodactylus discodactylus	Boulenger, 1884	AmphibiawebEcuador.org	Rodríguez & Duellman 1994; eol.org
Leptodactylidae	Leptodactylus elenae	Heyer, 1978	De la Riva et al. 2002	Heyer 1978; De la Riva et al. 2002
Leptodactylidae	Leptodactylus fragilis	(Brocchi, 1877)	Elliott et al. 2009	Heyer et al. 1978; eol.org



Leptodactylidae	Leptodactylus furnarius	Sazima & Bokermann, 1978	AmphibiaWeb.org	Maffei & Ubaid 2014; eol.org,
Leptodactylidae	Leptodactylus fuscus	(Schneider, 1799)	De la Riva et al. 2002; AmphibiaWeb.org	Liu 1935; De la Riva et al. 2002; Lima et al 2008; Maffei & Ubaid 2014
Leptodactylidae	Leptodactylus gracilis	(Duméril & Bibron, 1840)	De la Riva et al. 2002	Liu 1935; Cochran 1955; Kwet 2001
Leptodactylidae	Leptodactylus griseigularis	(Henle, 1981)	De la Riva et al. 2002	Sounds of frogs and toads of Bolivia.; De la Riva et al. 2002
Leptodactylidae	Leptodactylus insularum	Barbour, 1906	Ibáñez et al. 1999	Savage 2002
Leptodactylidae	Leptodactylus jolyi	Sazima & Bokermann, 1978	AmphibiaWeb.org	Sazima & Bokermann 1978
Leptodactylidae	Leptodactylus knudseni	Heyer, 1972	Cocroft et al. 2001	De la Riva et al. 2002; Lima et al. 2008
Leptodactylidae	Leptodactylus labrosus	Jiménez de la Espada, 1875	Carvalho & Ron 2011	Liu 1935; Carvalho & Ron 2011; eol.org
Leptodactylidae	Leptodactylus labyrinthicus	(Spix, 1824)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002; Maffei & Ubaid 2014
Leptodactylidae	Leptodactylus latinasus	Jiménez de la Espada, 1875	Kwet & Márquez 2010	Kwet & Márquez 2010
Leptodactylidae	Leptodactylus leptodactyloides	(Andersson, 1945)	Cocroft et al. 2001	De la Riva et al. 2002
Leptodactylidae	Leptodactylus longirostris	Boulenger, 1882	Marty & Gaucher 2002	Duellman 1977; Marty & Gaucher 2002; Lima et al 2008
Leptodactylidae	Leptodactylus melanonotus	(Hallowell, 1861)	AmphibiawebEcuador.org	Liu 1935; Campbell 1999; eol.org
Leptodactylidae	Leptodactylus mystaceus	(Spix, 1824)	De la Riva et al. 2002; Amphibiaweb.org	Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al. 2008
Leptodactylidae	Leptodactylus mystacinus	(Burmeister, 1861)	AmphibiaWeb.org	Liu 1935; Kwet & Márquez 2010; Maffei & Ubaid 2014
Leptodactylidae	Leptodactylus notoaktites	Heyer, 1978	Kwet & Márquez 2010	Kwet & Márquez 2010

Leptodactylidae	Leptodactylus pentadactylus	(Laurenti, 1768)	Cocroft et al. 2001	Liu 1935; Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al. 2008
Leptodactylidae	Leptodactylus petersii	(Steindachner, 1864)	Cocroft et al. 2001	Liu 1935, Lima et al. 2008
Leptodactylidae	Leptodactylus plaumanni	Ahl, 1936	Kwet 2001	Kwet 2001
Leptodactylidae	Leptodactylus podicipinus	(Cope, 1862)	De la Riva et al. 2002	Liu 1935; De la Riva et al. 2002; Maffei & Ubaid 2014
Leptodactylidae	Leptodactylus poecilochilus	(Cope, 1862)	Ibáñez et al. 1999	Liu 1935; Ibáñez et al. 1999
Leptodactylidae	Leptodactylus rhodomystax	Boulenger, 1884	Cocroft et al. 2001	Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al. 2008
Leptodactylidae	Leptodactylus rhodonotus	(Günther, 1869)	Cocroft et al. 2001	Liu 1935; Rodríguez & Duellman 1994
Leptodactylidae	Leptodactylus riveroi	Heyer & Pyburn, 1983	Lima et al. 2008; Amphibiaweb.org	Lima et al. 2008
Leptodactylidae	Leptodactylus sertanejo	Giaretta & Costa, 2007	AmphibiaWeb.org	Giaretta & Costa 2007; eol.org
Leptodactylidae	Leptodactylus stenodema	Jiménez de la Espada, 1875	AmphibiawebEcuador.org	Lima et al. 2008; eol.org
Leptodactylidae	Leptodactylus tapiti	Sazima & Bokermann, 1978	Brandão et al. 2013	Santoro & Brandão 2014
Leptodactylidae	Leptodactylus ventrimaculatus	Boulenger, 1902	AmphibiawebEcuador.org	eol.org
Leptodactylidae	Leptodactylus wagneri	(Peters, 1862)	AmphibiawebEcuador.org	eol.org
Leptodactylidae	Lithodytes lineatus	(Schneider, 1799)	Cocroft et al. 2001	eol.org, Lima et al 2008
Leptodactylidae	Physalaemus albonotatus	(Steindachner, 1864)	De la Riva et al. 2002	Köhler 2000
Leptodactylidae	Physalaemus atlanticus	Haddad & Sazima, 2004	AmphibiaWeb.org	Haddad & Sazima 2004; eol.org
Leptodactylidae	Physalaemus biligonigerus	(Cope, 1861)	De la Riva et al. 2002; Kwet & Márquez 2010	Milstead 1960; eol.org

Leptodactylidae	Physalaemus bokermanni	Cardoso & Haddad, 1985	AmphibiaWeb.org	eol.org
Leptodactylidae	Physalaemus centralis	Bokermann, 1962	AmphibiaWeb.org	Maffei & Ubaid 2014; AmphibiaWeb.org
Leptodactylidae	Physalaemus cuvieri	Fitzinger, 1826	De la Riva et al. 2002; Amphibiaweb.org	Heyer et al. 1990; Kwet 2001; Maffei & Ubaid 2014; eol.org
Leptodactylidae	Physalaemus ephippifer	(Steindachner, 1864)	Kaefer et al. 2011	Kaefer et al. 2011; AmphibiWeb.org
Leptodactylidae	Physalaemus erikae	Cruz & Pimenta, 2004	Cruz & Pimenta 2004	Cruz & Pimenta 2004
Leptodactylidae	Physalaemus evangelistai	Bokermann, 1967	Oliveira et al. 2013	Oliveira et al. 2013
Leptodactylidae	Physalaemus fernandezae	(Müller, 1926)	Straneck 1993	eol.org
Leptodactylidae	Physalaemus gracilis	(Boulenger, 1883)	Kwet & Márquez 2010	Kwet & Márquez 2010
Leptodactylidae	Physalaemus jordanensis	Bokermann, 1967	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Leptodactylidae	Physalaemus moreirae	(Miranda-Ribeiro, 1937)	AmphibiaWeb.org	Heyer et al. 1990; AmphibiaWeb.org
Leptodactylidae	Physalaemus nanus	(Boulenger, 1888)	AmphibiaWeb.org	Kwet 2001; eol.org
Leptodactylidae	Physalaemus nattereri	(Steindachner, 1863)	De la Riva et al. 2002; AmphibiaWeb.org	Maffei & Ubaid 2014; eol.org
Leptodactylidae	Physalaemus olfersii	(Lichtenstein & Martens, 1856)	AmphibiaWeb.org	Heyer et al. 1990; eol.org
Leptodactylidae	Pleurodema brachyops	(Cope, 1869)	Ibáñez et al. 1999	Cochran & Goin 1970; eol.org
Leptodactylidae	Pleurodema cinereum	Cope, 1878	De la Riva et al. 2002	Liu 1935; De la Riva et al. 2002
Leptodactylidae	Pleurodema tucumanum	Parker, 1927	Straneck 1993	eol.org
Leptodactylidae	Pseudopaludicola ameghini	(Cope, 1887)	Pansonato et al. 2013	Pansonato et al. 2013
Leptodactylidae	Pseudopaludicola boliviana	Parker, 1927	De la Riva et al. 2002	eol.org

Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola canga</i>	Giaretta & Kokubum, 2003	Giaretta & Kokubum 2003; Pansonato et al. 2012	Giaretta & Kokubum 2003; Pansonato et al. 2012
Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola facureae</i>	Andrade & Carvalho, 2013	Andrade & Carvalho 2013	Andrade & Carvalho 2013
Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola falcipes</i>	(Hensel, 1867)	Straneck 1993	eol.org
Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola giarettai</i>	Carvalho, 2012	AmphibiaWeb.org	Carvalho 2012
Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola hyleaustralis</i>	Pansonato, Morais, Ávila, Kawashita-Ribeiro, Strussmann & Martins, 2012	Pansonato et al. 2012	Pansonato et al. 2012
Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola murundu</i>	Toledo, Siqueira, Duarte, Veiga-Menoncello, Recco-Pimentel & Haddad, 2010	Toledo et al. 2010	Toledo et al. 2010
Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola mystacalis</i>	(Cope, 1887)	De la Riva et al. 2002	Pansonato et al. 2013; Maffei & Ubaid 2014
Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola pocoto</i>	Magalhães, Loebmann, Kokubum, Haddad & Garda, 2014	Andrade et al. 2017	Magalhães et al. 2014; Andrade et al. 2017
Leptodactylidae	<i>Pseudopaludicola saltica</i>	(Cope, 1887)	Pansonato et al. 2013	Pansonato et al. 2013; eol.org
Limnodynastidae	<i>Adelotus brevis</i>	(Günther, 1863)	Stewart 1998	Liu 1935; Moore 1961; Amphibiaweb.org
Limnodynastidae	<i>Heleioporus australiacus</i>	(Shaw & Nodder, 1795)	Stewart 1998	Liu 1935; Moore 1961; Amphibiaweb.org
Limnodynastidae	<i>Lechriodus fletcheri</i>	(Boulenger, 1890)	Stewart 1998	Moore 1961; Amphibiaweb.org
Limnodynastidae	<i>Limnodynastes convexiusculus</i>	(Macleay, 1878)	Stewart 1998	Amphibiaweb.org
Limnodynastidae	<i>Limnodynastes dumerilii dumerilii</i>	Peters, 1863	Stewart 1998	eol.org

Limnodynastidae	<i>Limnodynastes dumerilii grayi</i>	Peters, 1863	Stewart 1998	eol.org
Limnodynastidae	<i>Limnodynastes fletcheri</i>	Boulenger, 1888	Stewart 1998	Cogger 1992
Limnodynastidae	<i>Limnodynastes lignarius</i>	(Tyler, Martin & Davies, 1979)	Stewart 1998	Cogger 1992
Limnodynastidae	<i>Limnodynastes peronii</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Stewart 1998	Liu 1935; Moore 1961; Cogger 1992
Limnodynastidae	<i>Limnodynastes salmini</i>	Steindachner, 1867	Stewart 1998	Cogger 1992
Limnodynastidae	<i>Limnodynastes tasmaniensis</i>	Günther, 1858	Stewart 1998	Moore 1961; Cogger 1992
Limnodynastidae	<i>Limnodynastes terraereginae</i>	Fry, 1915	Stewart 1998	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Limnodynastidae	<i>Neobatrachus sudelli</i>	(Lamb, 1911)	Stewart 1998	Amphibiaweb.org
Limnodynastidae	<i>Notaden melanoscaphus</i>	Hosmer, 1962	Stewart 1998b	Amphibiaweb.org
Limnodynastidae	<i>Philoria kundagungan</i>	(Ingram & Corben, 1975)	Stewart 1998	Cogger 1992
Limnodynastidae	<i>Philoria loveridgei</i>	Parker, 1940	Stewart 1998	Moore 1961; Cogger 1992
Limnodynastidae	<i>Philoria sphagnicolus</i>	(Moore, 1958)	Stewart 1998	Moore 1961; Cogger 1992
Limnodynastidae	<i>Platyplectrum ornatum</i>	(Gray, 1842)	Stewart 1998	Liu 1935; Cogger 1992
Mantellidae	<i>Aglyptodactylus laticeps</i>	Glaw, Vences & Böhme, 1998	Vences et al. 2006	Glaw et al. 1998; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Aglyptodactylus madagascariensis</i>	(Duméril, 1853)	Vences et al. 2006	AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Aglyptodactylus securifer</i>	Glaw, Vences & Böhme, 1998	Vences et al. 2006	Glaw et al. 1998; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Blommersia blommersae</i>	(Guibé, 1975)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org

Mantellidae	<i>Blommersia domerguei</i>	(Guibé, 1974)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Blommersia grandisonae</i>	(Guibé, 1974)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Blommersia kely</i>	(Glaw & Vences, 1994)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Blommersia sarotra</i>	(Glaw & Vences, 2002)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Blommersia variabilis</i>	Pabijan, Gehring, Köhler, Glaw & Vences, 2011	Pabijan et al. 2011	Pabijan et al. 2011
Mantellidae	<i>Blommersia wittei</i>	(Guibé, 1974)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Boophis albilabris</i>	(Boulenger, 1888)	Vences et al. 2006	Blommers-Schlösser 1979; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis albipunctatus</i>	Glaw & Thiesmeier, 1993	Vences et al. 2006	Glaw & Thiesmeier 1993; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis andohahela</i>	Andreone, Nincheri & Piazza, 1995	Vences et al. 2006	Andreone et al. 1994
Mantellidae	<i>Boophis andreonei</i>	Glaw & Vences, 1994	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Boophis anjanaharibeensis</i>	Andreone, 1996	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Boophis ankaratra</i>	Andreone, 1993	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Boophis axelmeyeri</i>	Vences, Andreone & Vieites, 2005	Vences et al. 2006	Vences et al. 2005 Tropical Zoology 18
Mantellidae	<i>Boophis blommersae</i>	Glaw & Vences, 1994	Vences et al. 2006	Glaw et al. 2001; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis boehmei</i>	Glaw & Vences, 1992	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Boophis bottae</i>	Vences & Glaw, 2002	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2002; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis brachychir</i>	(Boettger, 1882)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Boophis burgeri</i>	Glaw & Vences, 1994	Vences et al. 2006	Vences et al. 2005; Amphibiaweb.org

Mantellidae	Boophis doulioti	(Angel, 1934)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Boophis elenae	Andreone, 1993	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Boophis englaenderi	Glaw & Vences, 1994	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Boophis erythrodactylus	(Guibé, 1953)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2002; Amphibiaweb.org
Mantellidae	Boophis feonnyala	Glaw, Vences, Andreone & Vallan, 2001	Vences et al. 2006	Glaw et al. 2001
Mantellidae	Boophis goudotii	Tschudi, 1838	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Boophis guibei	(McCarthy, 1978)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Boophis haematopus	Glaw, Vences, Andreone & Vallan, 2001	Vences et al. 2006	Glaw et al. 2001
Mantellidae	Boophis idae	(Steindachner, 1867)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Boophis jaegeri	Glaw & Vences, 1992	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 1992
Mantellidae	Boophis laurenti	Guibé, 1947	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Boophis liami	Vallan, Vences & Glaw, 2003	Vences et al. 2006	Vallan et al. 200
Mantellidae	Boophis lichenoides	Vallan, Glaw, Andreone & Cadle, 1998	Vences et al. 2006	Vallan et al. 1998
Mantellidae	Boophis luteus	(Boulenger, 1882)	Vences et al. 2006	Blommers-Schlösser 1979
Mantellidae	Boophis madagascariensis	(Peters, 1874)	Vences et al. 2006	Blommers-Schlösser 1979
Mantellidae	Boophis majori	(Boulenger, 1896)	Vences et al. 2006	Boulenger 1896; Glaw et al. 2001; Amphibiaweb.org
Mantellidae	Boophis mandraka	Blommers-Schlösser, 1979	Vences et al. 2006	Blommers-Schlösser 1979; Vences & Glaw 2002; Amphibiaweb.org

Mantellidae	<i>Boophis marojezensis</i>	Glaw & Vences, 1994	Vences et al. 2006; Rosa et al. 2011	Glaw et al. 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis microtypanum</i>	(Boettger, 1881)	Vences et al. 2006	Blommers-Schlösser 1979; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis miniatus</i>	(Mocquard, 1902)	Vences et al. 2006	Glaw et al. 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis occidentalis</i>	Glaw & Vences, 1994	Vences et al. 2010	Andreone et al. 2002; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis opisthodon</i>	(Boulenger, 1888)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis periegetes</i>	Cadle, 1995	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis picturatus</i>	Glaw, Vences, Andreone & Vallan, 2001	Vences et al. 2006	Glaw et al. 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis pyrrhus</i>	Glaw, Vences, Andreone & Vallan, 2001	Vences et al. 2006	Glaw et al. 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis rappiodes</i>	(Ahl, 1928)	Vences et al. 2006	Glaw et al. 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis reticulatus</i>	Blommers-Schlösser, 1979	Vences et al. 2006	Amphibiaweb.org, Glaw & Vences 2006 Org. Div. & Evol. 6
Mantellidae	<i>Boophis rhodoscelsis</i>	(Boulenger, 1882)	Vences et al. 2006	Blommers-Schlösser 1979; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis rufiocularis</i>	Glaw & Vences, 1997	Vences et al. 2006	Vences et al. 2005; Glaw & Vences 2007
Mantellidae	<i>Boophis sambirano</i>	Vences & Glaw, 2005	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2005; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis schuboeae</i>	Glaw & Vences, 2002	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2002; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis septentrionalis</i>	Glaw & Vences, 1994	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org



Mantellidae	<i>Boophis sibilans</i>	Glaw & Thiesmeier, 1993	Vences et al. 2006	Glaw & Thiesmeier 1993; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis tampoka</i>	Köhler, Glaw & Vences, 2008	Köhler et al. 2008	Köhler et al. 2008
Mantellidae	<i>Boophis tasymena</i>	Vences & Glaw, 2002	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2002; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis tephraeomystax</i>	(Duméril, 1853)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis tsilomaro</i>	Vences, Andreone, Glos & Glaw, 2010	Vences et al. 2006	Vences et al 2010
Mantellidae	<i>Boophis viridis</i>	Blommers-Schlösser, 1979	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2002; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis vittatus</i>	Glaw, Vences, Andreone & Vallan, 2001	Vences et al. 2006	Glaw et al. 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Boophis xerophilus</i>	Glaw & Vences, 1997	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 1997; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis ambohitra</i>	(Vences and Glaw, 2001)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis asper</i>	(Boulenger, 1882)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis blanci</i>	Guibé, 1974	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2000; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis boulengeri</i>	Methuen, 1920	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis cornutus</i>	(Glaw & Vences, 1992)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis corvus</i>	(Glaw & Vences, 1994)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis decaryi</i>	Angel, 1930	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2000; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org

Mantellidae	<i>Gephyromantis eiselti</i>	Guibé, 1975	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis enki</i>	(Glaw & Vences, 2002)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2002b; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis granulatus</i>	(Boettger, 1881)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis horridus</i>	(Boettger, 1880)	Vences et al. 2006	Vences et al. 2002; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis klemmeri</i>	Guibé, 1974	Vences et al. 2006	Guibé 1974; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis leucocephalus</i>	Angel, 1930	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis leucomaculatus</i>	(Guibé, 1975)	Vences et al. 2006	Guibé 1974; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis luteus</i>	(Methuen & Hewitt, 1913)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis mafy</i>	Vieites, Wollenberg & Vences, 2012	Vieites et al. 2012	Vieites et al. 2012
Mantellidae	<i>Gephyromantis malagasius</i>	(Methuen & Hewitt, 1913)	Vences et al. 2006	Vences et al. 2002; Glaw & Vences 2007
Mantellidae	<i>Gephyromantis moseri</i>	(Glaw & Vences, 2002)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2002c; Glaw & Vences 2007
Mantellidae	<i>Gephyromantis plicifer</i>	(Boulenger, 1882)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2001; Glaw & Vences 2007
Mantellidae	<i>Gephyromantis pseudoasper</i>	(Guibé, 1974)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis redimitus</i>	(Boulenger, 1889)	Vences et al. 2006; Rosa et al. 2011	Glaw & Vences 2001; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org

Mantellidae	<i>Gephyromantis rivicola</i>	(Vences, Glaw & Andreone, 1997)	Vences et al. 2006	Vences et al. 1997; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis runewsweeki</i>	Vences & De la Riva, 2007	Amphibiaweb.org	Vences & De La Riva 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis salegy</i>	(Andreone, Aprea, Vences & Odierna, 2003)	Vences et al. 2006	Andreone et al. 2003
Mantellidae	<i>Gephyromantis schilfi</i>	(Glaw & Vences, 2000)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2000; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis sculpturatus</i>	(Ahl, 1929)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2001; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis silvanus</i>	(Vences, Glaw & Andreone, 1997)	Vences et al. 2006	Vences et al. 1997; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis striatus</i>	(Vences, Glaw, Andreone, Jesu & Schimmenti, 2002)	Vences et al. 2006	Vences et al. 2002; Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis tandroka</i>	(Glaw & Vences, 2001)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2001b; Glaw & Vences 2007
Mantellidae	<i>Gephyromantis thelenae</i>	(Glaw & Vences, 1994)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis tschenki</i>	(Glaw & Vences, 2001)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2001b; Glaw & Vences 2007
Mantellidae	<i>Gephyromantis ventrimaculatus</i>	(Angel, 1935)	Vences et al. 2006	Vences et al. 2002; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis webbi</i>	(Grandison, 1953)	Vences et al. 2006	Vences et al. 1997; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Gephyromantis zavona</i>	(Vences, Andreone, Glaw & Randrianirina, 2003)	Vences et al. 2006	Vences et al. 2003; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Guibemantis bicalcaratus</i>	(Boettger, 1913)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Guibemantis depressiceps</i>	(Boulenger, 1882)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org

Mantellidae	Guibemantis liber	(Peracca, 1893)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Guibemantis timidus	(Vences & Glaw, 2005)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Guibemantis tornieri	(Ahl, 1928)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Laliostoma labrosum	Glaw, Vences & Böhme, 1998	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella aurantiaca	Mocquard, 1900	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella baroni	Boulenger, 1888	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella bernhardi	Vences, Glaw, Peyrieras, Böhme & Busse, 1994	Vences et al. 2006	Vences et al. 1994; Vences et al. 1999; eol.org
Mantellidae	Mantella betsileo	(Grandidier, 1872)	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella cowanii	Boulenger, 1882	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella crocea	Pintak & Böhme, 1990	Vences et al. 2006	Pintak & Böhme 1990; eol.org
Mantellidae	Mantella ebenau	(Boettger, 1880)	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella expectata	Busse & Böhme, 1992	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella haraldmeieri	Busse, 1981	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella laevigata	Methuen & Hewitt, 1913	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; Glaw & Vences 2007; eol.org
Mantellidae	Mantella milotympanum	Staniszewski, 1996	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella nigricans	Guibé, 1978	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella pulchra	Parker, 1925	Vences et al. 2006	Vences et al. 1999; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	Mantella viridis	Pintak & Böhme, 1988	Vences et al. 2006	Pintak & Böhme 1988; Vences et al. 1999; eol.org
Mantellidae	Mantidactylus albofrenatus	(Müller, 1892)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2004b; eol.org; Amphibiaweb.org

Mantellidae	<i>Mantidactylus alutus</i>	(Peracca, 1893)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus ambreensis</i>	Mocquard, 1895	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus argenteus</i>	Methuen, 1920	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus bellyi</i>	Mocquard, 1895	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2006; Amphibiaweb.org; eol.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus betsileanus</i>	(Boulenger, 1882)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2004b; eol.org; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus bourgati</i>	Guibé, 1974	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus brevipalmatus</i>	Ahl, 1929	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus charlotteae</i>	Vences & Glaw, 2004	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2004b; eol.org; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus delormei</i>	Angel, 1938	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus guttulatus</i>	(Boulenger, 1881)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus lugubris</i>	(Duméril, 1853)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus majori</i>	Boulenger, 1896	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus melanopleura</i>	(Mocquard, 1901)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2004b; eol.org; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus opiparis</i>	(Peracca, 1893)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2004b; eol.org; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus tricinctus</i>	(Guibé, 1947)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 1999; eol.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus ulcerosus</i>	(Boettger, 1880)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Mantidactylus zipperi</i>	Vences & Glaw, 2004	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2004b; eol.org; Amphibiaweb.org
Mantellidae	<i>Spinomantis aglavei</i>	(Methuen & Hewitt, 1913)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org

Mantellidae	<i>Spinomantis bertini</i>	(Guibé, 1947)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Spinomantis brunae</i>	(Andreone, Glaw, Vences & Vallan, 1998)	Vences et al. 2006	Andreone et al. 1998
Mantellidae	<i>Spinomantis elegans</i>	(Guibé, 1974)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Spinomantis fimbriatus</i>	(Glaw & Vences, 1994)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Spinomantis guibei</i>	(Blommers-Schlösser, 1991)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Spinomantis massi</i>	(Glaw & Vences, 1994)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 1996; Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Mantellidae	<i>Spinomantis peraccae</i>	(Boulenger, 1896)	Vences et al. 2006	Andreone et al. 1998
Mantellidae	<i>Spinomantis phantasticus</i>	(Glaw & Vences, 1997)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 1996
Megophryidae	<i>Leptobrachella aerea</i>	(Rowley, Stuart, Richards, Phimmachak & Sivongxay, 2010)	Rowley et al. 2010a	Rowley et al. 2010a
Megophryidae	<i>Leptobrachella applebyi</i>	(Rowley & Cao, 2009)	Rowley et al. 2016	Rowley et al. 2016
Megophryidae	<i>Leptobrachella ardens</i>	(Rowley, Tran, Le, Dau, Peloso, Nguyen, Hoang, Nguyen & Ziegler, 2016)	Rowley et al. 2016	Rowley et al. 2016
Megophryidae	<i>Leptobrachella bidoupensis</i>	(Rowley, Le, Tran & Hoang, 2011)	Rowley et al. 2016	Rowley et al. 2016
Megophryidae	<i>Leptobrachella botsfordi</i>	(Rowley, Dau & Nguyen, 2013)	Rowley et al. 2013	Rowley et al. 2013
Megophryidae	<i>Leptobrachella crocea</i>	(Rowley, Hoang, Le, Dau & Cao, 2010)	Rowley et al. 2010b	Rowley et al. 2010b

Megophryidae	Leptobrachella melica	(Rowley, Stuart, Neang & Emmett, 2010)		Rowley et al. 2010c	Rowley et al. 2010c
Megophryidae	Leptobrachella tuberosa	(Inger, Orlov & Darevsky, 1999)		Rowley et al. 2010b	Rowley et al. 2010b; eol.org
Megophryidae	Leptobrachium hasselti	Tschudi, 1838	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>		Inger 1954; Manthey & Grossman 1997
Megophryidae	Leptobrachium leucops	Stuart, Rowley, Tran, Le & Hoang, 2011		Stuart et al. 2011	Tran 2013 PHD Thesis
Megophryidae	Leptobrachium masatakasatoi	Matsui, 2013		Pham et al. 2016	Pham et al. 2016
Megophryidae	Leptobrachium montanum	Fischer, 1885	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>		Malkmus 2002; Manthey & Grossman 1997
Megophryidae	Leptobrachium pullum	(Smith, 1921)		Stuart et al. 2011	Manthey & Grossman 1997; Stuart et al. 2011
Megophryidae	Megophrys elfina	Poyarkov, Duong, Orlov, Gogoleva, Vassilieva, Nguyen, Nguyen, Nguyen, Che & Mahony, 2017		Poyarkov Jr. Et al. 2017	Poyarkov Jr. Et al. 2017
Megophryidae	Megophrys gerti	(Ohler, 2003)		Poyarkov Jr. Et al. 2017	Poyarkov Jr. Et al. 2017
Megophryidae	Megophrys montana	(Kuhl & Van Hasselt, 1822)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>		Manthey & Grossman 1997
Megophryidae	Megophrys synoria	(Stuart, Sok & Neang, 2006)		Poyarkov Jr. Et al. 2017	Poyarkov Jr. Et al. 2017
Micrixalidae	Micrixalus elegans	(Rao, 1937)		Ramya et al. 2015	Biju et al. 2014
Micrixalidae	Micrixalus kodayari	Biju, Garg, Gururaja, Shouche & Walukar, 2014		Ramya et al. 2015	Biju et al. 2014
Micrixalidae	Micrixalus kottigeharensis	(Rao, 1937)		Ramya et al. 2015	Biju et al. 2014
Micrixalidae	Micrixalus niluvasei	Biju, Garg, Gururaja, Shouche & Walukar, 2014		Ramya et al. 2015	Biju et al. 2014

Micrixalidae	Micrixalus uttaraghathi	Biju, Garg, Gururaja, Shouche & Walukar, 2014	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2014
Microhylidae	Anilany helenae	(Vallan, 2000)	Vences et al. 2006	Vallan 2000 Revue Suisse de Zoologie 107
Microhylidae	Anodonthyla boulengerii	Müller, 1892	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007
Microhylidae	Anodonthyla moramora	Glaw & Vences, 2005	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2005; Glaw & Vences 2007
Microhylidae	Anodonthyla nigrigularis	Glaw & Vences, 1992	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007
Microhylidae	Arcovomer passarellii	Carvalho, 1954	Amphibiaweb.org	Giaretta & Martins 2009
Microhylidae	Austrochaperina fryi	(Zweifel, 1962)	Stewart 1998b	Zweifel 1985; Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Austrochaperina gracilipes	Fry, 1912	Stewart 1998b	Zweifel 1985; Cogger, 1992; Zweifel 2000; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Austrochaperina pluvialis	(Zweifel, 1965)	Stewart 1998b	Zweifel 1985; Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Austrochaperina robusta	Fry, 1912	Stewart 1998b	Zweifel 1985; Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Callulops biakensis	Günther, Stelbrink & von Rintelen, 2012	Günther et al. 2012	Günther et al. 2012
Microhylidae	Callulops wondiwoiensis	Günther, Stelbrink & von Rintelen, 2012	Günther et al. 2012	Günther et al. 2012
Microhylidae	Callulops yapenensis	Günther, Stelbrink & von Rintelen, 2012	Günther et al. 2012	Günther et al. 2012
Microhylidae	Chiasmocleis albopunctata	(Boettger, 1885)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 1996; Caramaschi et al. 1997; Maffei & Ubaid 2014; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Chiasmocleis anatis	Walker & Duellman, 1974	AmphibiawebEcuador.org	Walker & Duellman 1974; eol.org
Microhylidae	Chiasmocleis hudsoni	Parker, 1940	AmphibiaWeb.org	Lima et al. 2008; eol.org



Microhylidae	Chiasmocleis mantiqueira	Cruz, Feio & Cassini, 2007	Santana et al. 2012	Cruz et al. 2007; Santana et al. 2012
Microhylidae	Chiasmocleis shudikarensis	Dunn, 1949	Marty & Gaucher 2002	Lima et al. 2008; eol.org
Microhylidae	Chiasmocleis ventrimaculata	(Andersson, 1945)	Cocroft et al. 2001	Rodriguez & Duellmann 1994, AmphibiaWebEcuador.org
Microhylidae	Choerophryne bisyllaba	Günther & Richards, 2017	Günther & Richards 2017	Günther & Richards 2017
Microhylidae	Choerophryne crucifer	Günther & Richards, 2017	Günther & Richards 2017	Günther & Richards 2017
Microhylidae	Choerophryne gracilirostris	Iannella, Richards & Oliver, 2014	Iannella et al. 2014	Iannella et al. 2014
Microhylidae	Choerophryne multisyllaba	Günther & Richards, 2017	Günther & Richards 2017	Günther & Richards 2017
Microhylidae	Choerophryne murrita	(Kraus & Allison, 2009)	Kraus & Allison 2009	Kraus & Allison 2009
Microhylidae	Cophixalus bombiens	Zweifel, 1985	Stewart 1998b	Zweifel 1985; eol.org
Microhylidae	Cophixalus caverniphilus	Kraus & Allison, 2009	Kraus & Allison 2009	Kraus & Allison 2009
Microhylidae	Cophixalus concinnus	Tyler, 1979	Stewart 1998b	Zweifel 1985
Microhylidae	Cophixalus crepitans	Zweifel, 1985	Stewart 1998b	Zweifel 1985
Microhylidae	Cophixalus exiguus	Zweifel & Parker, 1969	Stewart 1998b	Zweifel 1985
Microhylidae	Cophixalus hosmeri	Zweifel, 1985	Stewart 1998b	Zweifel 1985
Microhylidae	Cophixalus infacetis	Zweifel, 1985	Stewart 1998b	Zweifel 1985
Microhylidae	Cophixalus kulakula	Hoskin & Aland, 2011	Hoskin & Aland 2011	Hoskin & Aland 2011
Microhylidae	Cophixalus monosyllabus	Günther, 2010	Günther 2010	Günther 2010
Microhylidae	Cophixalus monticola	Richards, Dennis, Trenerry & Werren, 1994	Stewart 1998b	Richards et al. 1994

Microhylidae	<i>Cophixalus neglectus</i>	Zweifel, 1962	Stewart 1998b	Zweifel 1985
Microhylidae	<i>Cophixalus ornatus</i>	(Fry, 1912)	Stewart 1998b	Zweifel 1985
Microhylidae	<i>Cophixalus pakayakulangun</i>	Hoskin & Aland, 2011	Aland & Hoskin 2013	Hoskin & Aland 2011; Zootaxa 3027
Microhylidae	<i>Cophixalus saxatilis</i>	Zweifel & Parker, 1977	Stewart 1998b	Zweifel 1985; Hoskin 2004
Microhylidae	<i>Cophyla barbouri</i>	(Noble, 1940)	Vences et al. 2006	AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Cophyla berara</i>	Vences, Andreone & Glaw, 2005	Vences et al. 2006	Vences et al. 2005
Microhylidae	<i>Cophyla cowanii</i>	(Boulenger, 1882)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Cophyla grandis</i>	(Boulenger, 1889)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Cophyla milloti</i>	(Guibé, 1950)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Cophyla occultans</i>	(Glaw & Vences, 1992)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Cophyla phyllodactyla</i>	Boettger, 1880	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Cophyla pollicaris</i>	(Boulenger, 1888)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Cophyla tetra</i>	(Andreone, Fenolio & Walvoord, 2003)	Vences et al. 2006	Andreone et al. 2003; Amphibiaweb.org
Microhylidae	<i>Cophyla tuberifera</i>	(Methuen, 1920)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Ctenophryne geayi</i>	Mocquard, 1904	Cocroft et al. 2001	Lima et al.2008
Microhylidae	<i>Dermatonotus muelleri</i>	(Boettger, 1885)	AmphibiaWeb.org	Cochran 1955; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Dyscophus antongilii</i>	Grandidier, 1877	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Dyscophus guineti</i>	(Grandidier, 1875)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org

Microhylidae	<i>Dyscophus insularis</i>	Grandidier, 1872	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Elachistocleis bicolor</i>	(Guérin-Ménéville, 1838)	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 1996; Lima et al. 2008
Microhylidae	<i>Elachistocleis cesarii</i>	(Miranda-Ribeiro, 1920)	Toledo et al. 2010	Toledo et al. 2010
Microhylidae	<i>Elachistocleis erythrogaster</i>	Kwet & Di-Bernardo, 1998	Kwet 2001	Kwet & Di-Bernardo 1998; eol.org; Amphibiaweb.org
Microhylidae	<i>Elachistocleis helianneae</i>	Caramaschi, 2010	Fonseca et al. 2012	Caramaschi 2010; Nunes-de-Almeida & Toledo 2012
Microhylidae	<i>Elachistocleis muiraquitana</i>	Nunes-de-Almeida & Toledo, 2012	Nunes-de-Almeida & Toledo 2012	Nunes-de-Almeida & Toledo 2012
Microhylidae	<i>Elachistocleis ovalis</i>	(Schneider, 1799)	Kwet 2001	Liu 1935; Cochran & Goin 1970; De la Riva et al. 1996; eol.org
Microhylidae	<i>Elachistocleis panamensis</i>	(Dunn, Trapido & Evans, 1948)	Ibáñez et al. 1999	eol.org
Microhylidae	<i>Elachistocleis piauiensis</i>	Caramaschi & Jim, 1983	Toledo et al. 2010	Caramaschi & Jim 1983; eol.org
Microhylidae	<i>Elachistocleis skotogaster</i>	Lavilla, Vaira & Ferrari, 2003	Lavilla et al. 2003, Amphibia-Reptilia 24	Lavilla et al. 2003
Microhylidae	<i>Gastrophryne carolinensis</i>	(Holbrook, 1835)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Wells 1977; 2007
Microhylidae	<i>Gastrophryne olivacea</i>	(Hallowell, 1856)	Davidson 1996	Wells 1977; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	<i>Hamptophryne boliviana</i>	(Parker, 1927)	Cocroft et al. 2001	Rodriguez & Duellmann 1994, Amphibiaweb.org
Microhylidae	<i>Hypopachus variolosus</i>	(Cope, 1866)	Elliott et al. 2009	Wells 1977; Amphibiaweb.org
Microhylidae	<i>Kalophrynus limbooliati</i>	Matsui, Nishikawa, Belabut, Norhayati & Yong, 2012	Matsui et al. 2012	Matsui et al. 2012
Microhylidae	<i>Kaloula baleata</i>	(Müller, 1836)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997

Microhylidae	Metaphrynella sundana	(Peters, 1867)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Inger 1966; Malkmus 2002; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Microhyla achatina	Tschudi, 1838	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Microhyla laterite	Seshadri, Singal, Priti, Ravikanth, Vidisha, Saurabh, Pratik & Gururaja, 2016	Seshari et al. 2016	Seshari et al. 2016
Microhylidae	Microhyla ornata	(Duméril & Bibron, 1841)	Zhou et al. 2014	Zhou et al. 2014
Microhylidae	Microhyla palmipes	Boulenger, 1897	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Bain & Nguyen 2004; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Microhyla rubra	(Jerdon, 1853)	Ramya et al. 2015 Mandookavani	Daniel 2002
Microhylidae	Microhyla sholigari	Dutta & Ray, 2000	Seshari et al. 2016	Seshari et al. 2016
Microhylidae	Microhyla taraiensis	Khatiwada, Shu, Wang, Thapa, Wang & Jiang, 2017	Khatiwada et al. 2017	Khatiwada et al. 2017
Microhylidae	Oreophryne anamiatoi	Kraus & Allison, 2009	Kraus & Allison 2009	Kraus & Allison 2009
Microhylidae	Oreophryne clamata	Günther, 2003	Günther, 2003	Günther, 2003
Microhylidae	Oreophryne furu	Günther, Richards, Tjaturadi & Iskandar, 2009	Günther et al. 2009	Günther et al. 2009
Microhylidae	Oreophryne minuta	Richards & Iskandar, 2000	Richards & Iskandar 2000	Richards & Iskandar 2000
Microhylidae	Oreophryne monticola	(Boulenger, 1897)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	eol.org, Van Kampen 1923
Microhylidae	Oreophryne notata	Zweifel, 2003	Zweifel, 2003	Zweifel, 2003
Microhylidae	Oreophryne sibilans	Günther, 2003	Günther, 2003	Günther, 2003
Microhylidae	Oreophryne unicolor	Günther, 2003	Günther, 2003	Günther, 2003
Microhylidae	Oreophryne zimmeri	Ahl, 1933	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	AmphibiaWeb.org

Microhylidae	Otophryne pyburni	Campbell & Clarke, 1998	Marty & Gaucher 2002	Campbell & Clark 1998; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Paedophryne verrucosa	Kraus, 2011	Kraus 2011	Kraus 2011
Microhylidae	Phrynella pulchra	Boulenger, 1887	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Van Kampen 1923; Manthey & Grossmann 1997; eol.org
Microhylidae	Phrynomantis annectens	Werner, 1910	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Microhylidae	Phrynomantis bifasciatus	(Smith, 1847)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Stewart 1967; Du Preez & Carruthers 2009; Amphibiaweb.org
Microhylidae	Phrynomantis microps	Peters, 1875	AmphibiaWeb.org; Mark-Oliver Rödel privat collection	Amphibiaweb.org
Microhylidae	Plethodontohyla alluaudi	(Mocquard, 1901)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Plethodontohyla inguinalis	Boulenger, 1882	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Plethodontohyla mihanika	Vences, Raxworthy, Nussbaum & Glaw, 2003	Vences et al. 2006	Vences et al. 2003
Microhylidae	Plethodontohyla notosticta	(Günther, 1877)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Rhombophryne coronata	(Vences & Glaw, 2003)	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 2003; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Rhombophryne mangabensis	Glaw, Köhler & Vences, 2010	Glaw et al. 2010	Glaw et al. 2010
Microhylidae	Rhombophryne minuta	(Guibé, 1975)	Vences et al. 2006; Glaw et al. 2010	Glaw et al. 2010
Microhylidae	Rhombophryne testudo	Boettger, 1880	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Scaphiophryne boribory	Vences, Raxworthy, Nussbaum & Glaw, 2003	Vences et al. 2006	Vences et al. 2003b
Microhylidae	Scaphiophryne brevis	(Boulenger, 1896)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Scaphiophryne gottlebei	Busse & Böhme, 1992	Vences et al. 2006	Andreone et al. 2005; AmphibiaWeb.org

Microhylidae	Scaphiophryne madagascariensis	(Boulenger, 1882)	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Scaphiophryne menabensis	Glos, Glaw & Vences, 2005	Glos et al. 2005; Vences et al. 2006	Glos et al. 2005
Microhylidae	Scaphiophryne spinosa	Steindachner, 1882	Vences et al. 2006	Vences et al. 2003
Microhylidae	Stumpffia gimmeli	Glaw & Vences, 1992	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Stumpffia psologlossa	Boettger, 1881	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Stumpffia pygmaea	Vences & Glaw, 1991	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Stumpffia roseifemoralis	Guibé, 1974	Vences et al. 2006	Glaw & Vences 2007; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Stumpffia tetradactyla	Vences & Glaw, 1991	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 1991
Microhylidae	Stumpffia tridactyla	Guibé, 1975	Vences et al. 2006	Vences & Glaw 1991
Microhylidae	Synapturanus mirandaribeiroi	Nelson & Lescure, 1975	AmphibiaWeb.org	Nelson & Lescure 1975; Lima et al. 2008
Microhylidae	Synapturanus salseri	Pyburn, 1975	AmphibiaWeb.org	Pyburn 1975; Lima et al. 2008; AmphibiaWeb.org
Microhylidae	Uperodon mormoratus	(Rao, 1937)	Ramya et al. 2015	Garg et al. 2018
Microhylidae	Uperodon taprobanicus	(Parker, 1934)	Ramya et al. 2015	Garg et al. 2018
Microhylidae	Uperodon triangularis	(Günther, 1876)	Ramya et al. 2015	Inger et al. 1984; Garg et al. 2018
Microhylidae	Uperodon variegatus	(Stoliczka, 1872)	Ramya et al. 2015	Garg et al. 2018; Amphibiaweb.org
Myobatrachidae	Assa darlingtoni	(Loveridge, 1933)	Stewart 1998	Liu 1935; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Crinia deserticola	(Liem & Ingram, 1977)	Stewart 1998	AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Crinia parinsignifera	Main, 1957	Stewart 1998	<a href="https://frogs.org.au/frogs">https://frogs.org.au/frogs</a>

Myobatrachidae	<i>Crinia remota</i>	(Tyler & Parker, 1974)	Stewart 1998b	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Crinia signifera</i>	Girard, 1853	Stewart 1998	Moore 1961; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	<i>Crinia tinnula</i>	Straughan & Main, 1966	Stewart 1998	eol.org
Myobatrachidae	<i>Mixophyes balbus</i>	Straughan, 1968	Stewart 1998	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Mixophyes fasciolatus</i>	Günther, 1864	Stewart 1998	Liu 1935; Moore 1961; Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Mixophyes fleayi</i>	Corben & Ingram, 1987	Stewart 1998	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Mixophyes iteratus</i>	Straughan, 1968	Stewart 1998	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Mixophyes schevilli</i>	Loveridge, 1933	Stewart 1998b	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Paracrinia haswelli</i>	(Fletcher, 1894)	Stewart 1998	Liu 1935; Moore 1961; Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Pseudophryne australis</i>	(Gray, 1835)	Stewart 1998	Liu 1935; Moore 1961; Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Pseudophryne bibronii</i>	Günther, 1859	Stewart 1998	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Pseudophryne coriacea</i>	Keferstein, 1868	Stewart 1998	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Pseudophryne covacevichae</i>	Ingram & Corben, 1994	Stewart 1998b	Ingram & Corben 1994; Amphibiaweb.org
Myobatrachidae	<i>Pseudophryne major</i>	Parker, 1940	Stewart 1998	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Pseudophryne raveni</i>	Ingram & Corben, 1994	Stewart 1998	Ingram & Corben 1994; eol.org
Myobatrachidae	<i>Rheobatrachus silus</i>	Liem, 1973	Stewart 1998	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	<i>Rheobatrachus vitellinus</i>	Mahony, Tyler & Davies, 1984	Stewart 1998b	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Taudactylus acutirostris</i>	(Andersson, 1916)	Stewart 1998b	Cogger 1992
Myobatrachidae	<i>Taudactylus eungellensis</i>	Liem & Hosmer, 1973	Stewart 1998b	Liem & Hosmer 1973; Cogger 1992

Myobatrachidae	Taudactylus liemi	Ingram, 1980	Stewart 1998b	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Taudactylus pleione	Czechura, 1986	Stewart 1998	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Taudactylus rheophilus	Liem & Hosmer, 1973	Stewart 1998	Cogger 1992
Myobatrachidae	Uperoleia altissima	Davies, Watson, McDonald, Trenerry & Werren, 1993	Stewart 1998	Davies et al. 1993; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Uperoleia fusca	Davies, McDonald & Corben, 1986	Stewart 1998	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Uperoleia laevigata	Keferstein, 1867	Stewart 1998	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Uperoleia lithomoda	Tyler, Davies & Martin, 1981	Stewart 1998b	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Uperoleia littlejohni	Davies, McDonald & Corben, 1986	Stewart 1998b	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Uperoleia mimula	Davies, McDonald & Corben, 1986	Stewart 1998b	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Uperoleia rugosa	(Andersson, 1916)	Stewart 1998	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Myobatrachidae	Uperoleia stridera	Catullo, Doughty & Keogh, 2014	Catullo et al. 2014	Catullo et al. 2014
Myobatrachidae	Uperoleia trachyderma	Tyler, Davies & Martin, 1981	Catullo et al. 2014	Catullo et al. 2014
Myobatrachidae	Uperoleia tyleri	Davies & Littlejohn, 1986	Stewart 1998	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Nasikabatrachidae	Nasikabatrachus sahyadrensis	Biju & Bossuyt, 2003	Zachariah et al. 2012; Ramya et al. 2015	Zachariah et al. 2012; eol.org
Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus beddomii	(Boulenger, 1882)	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2007
Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus dattatreyaensis	Dinesh, Radhakrishnan & Bhatta, 2008	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2011



Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus grandis	Biju, Van Bocxlaer, Mahony, Dinesh, Radhakrishnan, Zachariah, Giri & Bossuyt, 2011	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2011
Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus humayuni	Bhaduri & Kripalani, 1955	Ramya et al. 2015	Amphibiweb.org
Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus jog	Biju, Van Bocxlaer, Mahony, Dinesh, Radhakrishnan, Zachariah, Giri & Bossuyt, 2011	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2011
Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus kempholeyensis	(Rao, 1937)	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2011
Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus kumbara	Gururaja, Dinesh, Priti & Ravikanth, 2014	Ramya et al. 2015	Gururaja et al 2014
Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus minimus	Biju, Van Bocxlaer, Giri, Roelants, Nagaraju & Bossuyt, 2007	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2007
Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus petraeus	Das & Kunte, 2005	Ramya et al. 2015	Das & Kunte 2005; Biju et al 2011
Nyctibatrachidae	Nyctibatrachus pillaii	Biju, Van Bocxlaer, Mahony, Dinesh, Radhakrishnan, Zachariah, Giri & Bossuyt, 2011	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2011
Odontophrynidae	Odontophrynus americanus	(Duméril & Bibron, 1841)	De la Riva et al. 2002	Liu 1935; De la Riva et al. 2002
Odontophrynidae	Odontophrynus lavillai	Cei, 1985	Rosset & Baldo 2014	Rosset & Baldo 2014
Odontophrynidae	Proceratophrys appendiculata	(Günther, 1873)	Dias et al. 2013	Dias et al. 2013

Odontophrynidae	Proceratophrys bigibbosa	(Peters, 1872)	Kwet 2001	Kwet (2001); eol.org
Odontophrynidae	Proceratophrys boiei	(Wied-Neuwied, 1824)	AmphibiaWeb.org	Heyer et al. 1990
Odontophrynidae	Proceratophrys brauni	Kwet and Faivovich, 2001	Kwet 2001	Kwet 2001; Kwet & Faivovich 2001; eol.org
Odontophrynidae	Proceratophrys carranca	Godinho, Moura, Lacerda & Feio, 2013	Godhino et al. 2013	Godhino et al. 2013
Odontophrynidae	Proceratophrys goyana	(Miranda-Ribeiro, 1937)	Martins & Giaretta 2013	Martins & Giaretta 2013
Odontophrynidae	Proceratophrys paviotii	Cruz, Prado & Izecksohn, 2005	Cruz et al. 2005	Cruz et al. 2005; eol.org
Odontophrynidae	Proceratophrys renalis	(Miranda-Ribeiro, 1920)	Santana et al. 2011	Prado & Pombal 2008; Santana et al. 2011
Odontophrynidae	Proceratophrys rotundipalpebra	Martins & Giaretta, 2013	Martins & Giaretta 2013	Martins & Giaretta 2013
Odontophrynidae	Proceratophrys sanctaritae	Cruz & Napoli, 2010	Cruz & Napoli 2010	Cruz & Napoli 2010
Odontophrynidae	Proceratophrys vielliardi	Martins & Giaretta, 2011	Martins & Giaretta 2011	Martins & Giaretta 2011
Pelobatidae	Pelobates cultripes	(Cuvier, 1829)	Maso & Pijoan 2011	Grossenbacher 2012
Pelobatidae	Pelobates fuscus	(Laurenti, 1768)	Schneider 2005	Grossenbacher 2012
Pelodyridae	Litoria aurifera	Anstis, Tyler, Roberts, Price & Doughty, 2010	Anstis et al. 2010	Anstis et al. 2010
Pelodyridae	Litoria bicolor	(Gray, 1842)	Stewart 1998b	AmphibiaWeb.org
Pelodyridae	Litoria castanea	(Steindachner, 1867)	Stewart 1998	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Pelodyridae	Litoria christianbergmanni	Günther, 2008	Günther, 2008	Günther, 2008
Pelodyridae	Litoria cooloolensis	Liem, 1974	Stewart 1998	Liem 1974; AmphibiaWeb.org

Pelodryadidae	<i>Litoria dentata</i>	(Keferstein, 1868)	Stewart, 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria ewingii</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	AmphibiaWeb.org	Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria fallax</i>	(Peters, 1880)	Stewart 1998	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Pelodryadidae	<i>Litoria freycineti</i>	Tschudi, 1838	Stewart 1998	Cogger 1992; Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria inermis</i>	(Peters, 1867)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011; AmphibiaWeb.org
Pelodryadidae	<i>Litoria jervisiensis</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Stewart 1998	Liu 1935; Cogger 1992
Pelodryadidae	<i>Litoria latopalmata</i>	Günther, 1867	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria littlejohni</i>	White, Whitford & Mahony, 1994	Stewart 1998	White et al. 1994
Pelodryadidae	<i>Litoria longirostris</i>	Tyler & Davies, 1977	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria meiriana</i>	(Tyler, 1969)	Anstis et al. 2010	Anstis et al. 2010; eol.org
Pelodryadidae	<i>Litoria microbelos</i>	(Cogger, 1966)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria nasuta</i>	(Gray, 1842)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria nigrofrenata</i>	(Günther, 1867)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria olongburensis</i>	Liem & Ingram, 1977	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria pallida</i>	Davies, Martin & Watson, 1983	Stewart 1998	Tyler & Doughty 2009
Pelodryadidae	<i>Litoria peronii</i>	(Tschudi, 1838)	Stewart 1998	Moore 1961; Liu 1935
Pelodryadidae	<i>Litoria revelata</i>	Ingram, Corben & Hosmer, 1982	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodryadidae	<i>Litoria rothii</i>	(De Vis, 1884)	Stewart 1998	Tyler & Doughty 2009

Pelodyridae	<i>Litoria rubella</i>	(Gray, 1842)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Litoria tyleri</i>	Martin, Watson, Gartside, Littlejohn & Loftus-Hills, 1979	Stewart 1998	Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Pelodyridae	<i>Litoria verreauxii</i>	(Duméril, 1853)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Nyctimystes bivocalis</i>	Kraus, 2012	Kraus 2012	Kraus 2012
Pelodyridae	<i>Nyctimystes brevipalmatus</i>	(Tyler, Martin & Watson, 1972)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011; AmphibiaWeb.org
Pelodyridae	<i>Nyctimystes cheesmani</i>	Tyler, 1964	Kraus 2012	Kraus 2012
Pelodyridae	<i>Nyctimystes infrafrenatus</i>	(Günther, 1867)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Liu 1935; Cogger 1992
Pelodyridae	<i>Nyctimystes intercastellus</i>	Kraus, 2012	Kraus 2012	Kraus 2012
Pelodyridae	<i>Nyctimystes kudukui</i>	Richards, 2007	Richards 2007	Richards 2007
Pelodyridae	<i>Ranoidea alboguttata</i>	(Günther, 1867)	Stewart 1998b	Tyler & Knight 2011; Moore 1961
Pelodyridae	<i>Ranoidea andiirrmalin</i>	(McDonald, 1997)	AmphibiaWeb.org	McDonald 1997
Pelodyridae	<i>Ranoidea booroolongensis</i>	(Moore, 1961)	Stewart 1998	Moore 1961; AmphibiaWeb.org
Pelodyridae	<i>Ranoidea brevipes</i>	(Peters, 1871)	Stewart 1998b	Tyler & Knight 2011; AmphibiaWeb.org
Pelodyridae	<i>Ranoidea caerulea</i>	(White, 1790)	Stewart 1998b	Moore 1961
Pelodyridae	<i>Ranoidea chloris</i>	(Boulenger, 1892)	Stewart 1998	AmphibiaWeb.org, Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Ranoidea citropa</i>	(Péron, 1807)	Stewart 1998	Moore 1961; Cogger 1992; AmphibiaWeb.org
Pelodyridae	<i>Ranoidea cryptotis</i>	(Tyler & Martin, 1977)	Stewart 1998b	frogwatch.org.au, Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Ranoidea dayi</i>	(Günther, 1897)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011; AmphibiaWeb.org

Pelodyridae	<i>Ranoidea eucnemis</i>	(Lönnberg, 1900)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011; AmphibiaWeb.org
Pelodyridae	<i>Ranoidea genimaculata</i>	(Horst, 1883)	Stewart 1998	Tyler 1971
Pelodyridae	<i>Ranoidea gracilentia</i>	(Peters, 1869)	Stewart 1998	Moore 1961, Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Ranoidea lesueurii</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Stewart 1998	Cogger 1992; Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Ranoidea manya</i>	(Van Beurden & McDonald, 1980)	Stewart 1998b	Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Ranoidea myola</i>	(Hoskin, 2007)	Hoskin 2007	Hoskin 2007
Pelodyridae	<i>Ranoidea nannotis</i>	(Andersson, 1916)	Stewart 1998	Cogger 1992
Pelodyridae	<i>Ranoidea novaehollandiae</i>	(Steindachner, 1867)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Ranoidea nyakalensis</i>	(Liem, 1974)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Ranoidea pearsoniana</i>	(Copland, 1961)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Ranoidea platycephala</i>	(Günther, 1873)	Ansits et al. 2016	Ansits et al. 2016
Pelodyridae	<i>Ranoidea raniformis</i>	(Keferstein, 1867)	AmphibiaWeb.org	Tyler & Knight 2011; eol.org
Pelodyridae	<i>Ranoidea rheocola</i>	(Liem, 1974)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodyridae	<i>Ranoidea subglandulosa</i>	(Tyler and Anstis, 1983)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011; eol.org
Pelodyridae	<i>Ranoidea xanthomera</i>	(Davies, McDonald & Adams, 1986)	Stewart 1998	Tyler & Knight 2011
Pelodytidae	<i>Pelodytes ibericus</i>	Sánchez-Herraíz, Barbadillo-Escrivá, Machordom & Sanchíz, 2000	Maso & Pijoan 2011	Grossenbacher 2012
Pelodytidae	<i>Pelodytes punctatus</i>	(Daudin, 1802)	Schneider 2005; Maso & Pijoan 201	Grossenbacher 2012

Phrynobatrachidae	Phrynobatrachus acridoides	(Cope, 1867)	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967; Du Preez & Carruthers 2009
Phrynobatrachidae	Phrynobatrachus francisci	Boulenger, 1912	PD Dr. Rödel privat collection	Rödel 2000
Phrynobatrachidae	Phrynobatrachus latifrons	Ahl, 1924	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Phrynobatrachidae	Phrynobatrachus mababiensis	FitzSimons, 1932	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967; Du Preez & Carruthers 2009
Phrynobatrachidae	Phrynobatrachus natalensis	(Smith, 1849)	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967; Du Preez & Carruthers 2009
Phyllomedusidae	Agalychnis buckleyi	(Boulenger, 1882)	AmphibiawebEcuador.org	AmphibiawebEcuador.org
Phyllomedusidae	Agalychnis callidryas	(Cope, 1862)	Ibáñez et al, 1999	Liu 1935, Pyburn 1970; Wells 1977; Campbell 1998; AmphibiaWeb.org
Phyllomedusidae	Agalychnis hulli	(Duellman & Mendelson, 1995)	AmphibiawebEcuador.org	Duellman & Mendelson III 1995; eol.org
Phyllomedusidae	Agalychnis spurrelli	Boulenger, 1913	AmphibiawebEcuador.org	Savage 2002; eol.org
Phyllomedusidae	Callimedusa atelopoides	(Duellman, Cadle & Cannatella, 1988)	Cocroft et al. 2001	Rodríguez & Duellman 1994
Phyllomedusidae	Callimedusa tomopterna	(Cope, 1868)	Cocroft et al. 2001	Lima et al. 2008
Phyllomedusidae	Cruziohyla craspedopus	(Funkhouser, 1957)	AmphibiawebEcuador.org	Rodríguez & Duellman 1994; eol.org
Phyllomedusidae	Phasmahyla cochranæ	(Bokermann, 1966)	AmphibiaWeb.org	Heyer et al. 1990; eol.org
Phyllomedusidae	Phasmahyla spectabilis	Cruz, Feio & Nascimento, 2008	Dias et al. 2011	Cruz et al. 2008, Dias et al 2011
Phyllomedusidae	Phasmahyla timbo	Cruz, Napoli & Fonseca, 2008	Dias et al. 2011	Cruz et al. 2008b; eol.org
Phyllomedusidae	Phyllomedusa bahiana	Lutz, 1925	Silva & Juncá 2006	Pombal & Haddad 1992; AmphibiaWeb.org

Phyllomedusidae	Phyllomedusa bicolor	(Boddaert, 1772)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al 2008
Phyllomedusidae	Phyllomedusa boliviana	Boulenger, 1902	De la Riva et al. 2002	Boulenger 1902; eol.org
Phyllomedusidae	Phyllomedusa burmeisteri	Boulenger, 1882	Amphibiaweb.org	Pombal & Haddad 1992
Phyllomedusidae	Phyllomedusa camba	De la Riva, 1999	De la Riva et al. 2002	De la Riva 1999
Phyllomedusidae	Phyllomedusa sauvagii	Boulenger, 1882	Fonozoo	Amphibiaweb.org
Phyllomedusidae	Phyllomedusa tarsius	(Cope, 1868)	AmphibiaWeb.org	Duellman 1977; Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al 2008
Phyllomedusidae	Phyllomedusa vaillantii	Boulenger, 1882	Cocroft et al. 2001	Rodríguez & Duellman 1994; Lima et al 2008
Phyllomedusidae	Pithecopus hypochondrialis	(Daudin, 1800)	De la Riva et al. 2002	Duellman 1997
Phyllomedusidae	Pithecopus palliatus	(Peters, 1873)	De la Riva et al. 2002	Rodríguez & Duellman 1994; Amphibiaweb.org
Pipidae	Pipa aspera	Müller, 1924	Marty & Gaucher 2002	Marty & Gaucher 2002
Pipidae	Pipa parva	Ruthven & Gaige, 1923	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Pipidae	Pipa pipa	(Linnaeus, 1758)	AmphibiawebEcuador.org	Lima et al. 2008; eol.org
Pipidae	Xenopus amieti	Kobel, du Pasquier, Fischberg & Gloor, 1980	AmphibiaWeb.org	Kobel et al. 1980
Pipidae	Xenopus andrei	Loumont, 1983	AmphibiaWeb.org	Loumont 1983
Pipidae	Xenopus boumbaensis	Loumont, 1983	AmphibiaWeb.org	Loumont 1983
Pipidae	Xenopus clivii	Peracca, 1898	AmphibiaWeb.org	Peracca 1898
Pipidae	Xenopus epitropicalis	Fischberg, Colombelli & Picard, 1982	AmphibiaWeb.org	Evans et al. 2015

Pipidae	<i>Xenopus gilli</i>	Rose & Hewitt, 1927	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pipidae	<i>Xenopus itombwensis</i>	Evans, Carter, Tobias, Kelley, Hanner & Tinsley, 2008	Evans et al. 2008	Evans et al. 2008
Pipidae	<i>Xenopus laevis</i>	(Daudin, 1802)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pipidae	<i>Xenopus largeni</i>	Tinsley, 1995	AmphibiaWeb.org	eol.org
Pipidae	<i>Xenopus lenduensis</i>	Evans, Greenbaum, Kusamba, Carter, Tobias, Mendel & Kelley, 2011	Evans et al. 2011	Evans et al. 2011
Pipidae	<i>Xenopus muelleri</i>	(Peters, 1844)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pipidae	<i>Xenopus petersii</i>	Bocage, 1895	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pipidae	<i>Xenopus tropicalis</i>	(Gray, 1864)	AmphibiaWeb.org	Evans et al. 2015
Pipidae	<i>Xenopus vestitus</i>	Laurent, 1972	Evans et al. 2008	Tinsley 1973
Pipidae	<i>Xenopus victorianus</i>	Ahl, 1924	AmphibiaWeb.org	eol.org
Pipidae	<i>Xenopus wittei</i>	Tinsley, Kobel & Fischberg, 1979	Evans et al. 2008; Amphibiaweb.org	Tinsley et al. 1979
Ptychadenidae	<i>Hildebrandtia ornata</i>	(Peters, 1878)	Du Preez & Carruthers 2009	Rödel 2000
Ptychadenidae	<i>Ptychadena anchietae</i>	(Bocage, 1868)	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967
Ptychadenidae	<i>Ptychadena bibroni</i>	(Hallowell, 1845)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Ptychadenidae	<i>Ptychadena guibei</i>	Laurent, 1954	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Ptychadenidae	<i>Ptychadena mapacha</i>	Channing, 1993	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Ptychadenidae	<i>Ptychadena mascareniensis</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Du Preez & Carruthers 2009	AmphibiaWeb.org



Ptychadenidae	<i>Ptychadena mossambica</i>	(Peters, 1854)	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967
Ptychadenidae	<i>Ptychadena oxyrhynchus</i>	(Smith, 1849)	Du Preez & Carruthers 2009	AmphibiaWeb.org
Ptychadenidae	<i>Ptychadena porosissima</i>	(Steindachner, 1867)	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967
Ptychadenidae	<i>Ptychadena pumilio</i>	(Boulenger, 1920)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Ptychadenidae	<i>Ptychadena schillukorum</i>	(Werner, 1908)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Du Preez & Carruthers 2009
Ptychadenidae	<i>Ptychadena subpunctata</i>	(Bocage, 1866)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Ptychadenidae	<i>Ptychadena taenioscelis</i>	Laurent, 1954	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Ptychadenidae	<i>Ptychadena tellinii</i>	(Peracca, 1904)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Ptychadenidae	<i>Ptychadena tournieri</i>	(Guibé & Lamotte, 1955)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Ptychadenidae	<i>Ptychadena trinodis</i>	(Boettger, 1881)	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Ptychadenidae	<i>Ptychadena uzungwensis</i>	(Loveridge, 1932)	Du Preez & Carruthers 2009	Stewart 1967; AmphibiaWeb.org
Pyxicephalidae	<i>Amietia angolensis</i>	(Bocage, 1866)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Amietia delalandii</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Amietia fuscigula</i>	(Duméril & Bibron, 1841)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Amietia vandijki</i>	(Visser & Channing, 1997)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Amietia vertebralis</i>	(Hewitt, 1927)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Anhydrophryne hewitti</i>	(FitzSimons, 1947)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Anhydrophryne ngongoniensis</i>	(Bishop & Passmore, 1993)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Anhydrophryne rattrayi</i>	Hewitt, 1919	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009

Pyxicephalidae	<i>Arthroleptella bicolor</i>	Hewitt, 1926	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Arthroleptella drewesii</i>	Channing, Hendricks & Dawood, 1994	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; eol.org
Pyxicephalidae	<i>Arthroleptella landdrosia</i>	Dawood & Channing, 2000	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Arthroleptella lightfooti</i>	(Boulenger, 1910)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Arthroleptella rugosa</i>	Turner & Channing, 2008	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Arthroleptella subvoce</i>	Turner, de Villiers, Dawood & Channing, 2004	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Arthroleptella villiersi</i>	Hewitt, 1935	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Cacosternum boettgeri</i>	(Boulenger, 1882)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Cacosternum capense</i>	Hewitt, 1925	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Cacosternum karoocicum</i>	Boycott, de Villiers & Scott, 2002	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Cacosternum namaquense</i>	Werner, 1910	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Cacosternum nanum</i>	Boulenger, 1887	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Cacosternum parvum</i>	Poynton, 1963	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Cacosternum platys</i>	Rose, 1950	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Cacosternum striatum</i>	FitzSimons, 1947	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Microbatrachella capensis</i>	(Boulenger, 1910)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Natalobatrachus bonebergi</i>	Hewitt & Methuen, 1912	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	<i>Poyntonia paludicola</i>	Channing & Boycott, 1989	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009

Pyxicephalidae	Pyxicephalus adspersus	Tschudi, 1838	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Pyxicephalus edulis	Peters, 1854	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009; AmphibiaWeb.org
Pyxicephalidae	Strongylopus bonaespei	(Dubois, 1981)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Strongylopus fasciatus	(Smith, 1849)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Strongylopus grayii	(Smith, 1849)	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Strongylopus rhodesianus	(Hewitt, 1933)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Strongylopus springbokensis	Channing, 1986	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Strongylopus wageri	(Wager, 1961)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Tomopterna cryptotis	(Boulenger, 1907)	Du Preez & Carruthers 2009	Rödel 2000
Pyxicephalidae	Tomopterna damarensis	Dawood & Channing, 2002	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Tomopterna delalandii	(Tschudi, 1838)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Tomopterna krugerensis	Passmore & Carruthers, 1975	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Tomopterna marmorata	(Peters, 1854)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Tomopterna natalensis	(Smith, 1849)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Tomopterna tandyi	Channing & Bogart, 1996	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Pyxicephalidae	Tomopterna tuberculosa	(Boulenger, 1882)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Ranidae	Amnirana darlingi	(Boulenger, 1902)	Du Preez & Carruthers 2009	Du Preez & Carruthers 2009
Ranidae	Amnirana nicobariensis	(Stoliczka, 1870)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Inger 1954; Manthey & Grossman 1997; Malkmus et al. 2002

Ranidae	Chalcorana chalconota	(Schlegel, 1837)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997; Malkmus et al. 2002
Ranidae	Chalcorana parvaccola	(Inger, Stuart & Iskandar, 2009)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Inger et al. 2009
Ranidae	Clinotarsus curtipes	(Jerdon, 1853)		Ramya et al. 2015 Daniel 2002
Ranidae	Glandirana susurra	(Sekiya, Miura & Ogata, 2012)		Sekiya et al. 2012 Sekiya et al. 2012
Ranidae	Huia masonii	(Boulenger, 1884)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	eol.org
Ranidae	Huia sumatrana	Yang, 1991	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Yang 1991
Ranidae	Hydrophylax malabaricus	(Tschudi, 1838)		Ramya et al. 2015 Biju et al. 2014
Ranidae	Hylarana celebensis	(Peters, 1872)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Van Kampen 1923
Ranidae	Hylarana erythraea	(Schlegel, 1837)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Liu 1935; Manthey & Grossman 1997; Malkmus et al. 2002
Ranidae	Indosylvirana indica	(Biju, Garg, Mahony, Wijayathilaka, Seneviranthne & Meegaskumbura, 2014)		Ramya et al. 2015 Biju et al. 2014
Ranidae	Indosylvirana intermedia	(Rao, 1937)		Ramya et al. 2015 Biju et al. 2014
Ranidae	Lithobates areolatus	(Baird & Girard, 1852)		Elliott et al. 2009 eol.org, AmphibiaWeb.org; Wells 1977
Ranidae	Lithobates berlandieri	(Baird, 1859)		Davidson 1995; 1996 Liu 1935; eol.org
Ranidae	Lithobates blairi	(Mecham, Littlejohn, Oldham, Brown & Brown, 1973)		Davidson 1996 eol.org
Ranidae	Lithobates capito	(LeConte, 1855)		Elliott et al. 2009 Wells 1977; eol.org
Ranidae	Lithobates catesbeianus	(Shaw, 1802)		Alonso et al. 2007 Wells 1977; Alonso et al. 2007; Amphibiaweb.org
Ranidae	Lithobates chiricahuensis	(Platz & Mecham, 1979)		Davidson 1996 AmphibiaWeb.org

Ranidae	<i>Lithobates clamitans</i>	(Latreille, 1801)	Davidson 1995; 1996	Wells 1977
Ranidae	<i>Lithobates grylio</i>	(Stejneger, 1901)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Wells 1977; eol.org
Ranidae	<i>Lithobates heckscheri</i>	(Wright, 1924)	Elliott et al. 2009	eol.org
Ranidae	<i>Lithobates kauffeldi</i>	(Feinberg, Newman, Watkins-Colwell, Schlesinger, Zarate, Curry, Shaffer & Burger, 2014)	AmphibiaWeb.org	Feinberg et al. 2014
Ranidae	<i>Lithobates okaloosae</i>	(Moler, 1985)	Elliott et al. 2009	eol.org
Ranidae	<i>Lithobates onca</i>	(Cope, 1875)	Davidson 1996	eol.org
Ranidae	<i>Lithobates palmipes</i>	(Spix, 1824)	AmphibiawebEcuador.org	Liu 1935; eol.org
Ranidae	<i>Lithobates palustris</i>	(LeConte, 1825)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Wells 1977; eol.org
Ranidae	<i>Lithobates pipiens</i>	(Schreber, 1782)	Davidson 1995; 1996	Liu 1935; Wells 1977; eol.org
Ranidae	<i>Lithobates septentrionalis</i>	(Baird, 1854)	Elliott et al. 2009	AmphibiaWeb.org, Liu 1935
Ranidae	<i>Lithobates sevosus</i>	(Goin & Netting, 1940)	Elliott et al. 2009	AmphibiaWeb.org
Ranidae	<i>Lithobates sphenoccephalus</i>	(Cope, 1886)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Amphibiaweb.org
Ranidae	<i>Lithobates sylvaticus</i>	(LeConte, 1825)	Davidson 1995; 1996	Liu 1935; Wells 1977; eol.org
Ranidae	<i>Lithobates tarahumarae</i>	(Boulenger, 1917)	Elliott et al. 2009	AmphibiaWeb.org
Ranidae	<i>Lithobates vaillanti</i>	(Brocchi, 1877)	Ibáñez et al. 1999	eol.org; Amphibiaweb.org
Ranidae	<i>Lithobates virgatipes</i>	(Cope, 1891)	Elliott et al. 2009	AmphibiaWeb.org
Ranidae	<i>Lithobates yavapaiensis</i>	(Platz & Frost, 1984)	Davidson 1995; 1996	Platz & Frost 1984

Ranidae	Meristogenys dyscritus	Shimada, Matsui, Yambun & Sudin, 2011	Shimada et al. 2011	Shimada et al. 2011
Ranidae	Odorrana hosii	(Boulenger, 1891)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Liu 1935; Malkmus et al. 2002
Ranidae	Papurana daemeli	(Steindachner, 1868)	Stewart 1998b	Cogger 1992
Ranidae	Pelophylax bedriagae	(Camerano, 1882)	Schneider 2005	Speybroeck et al. 2016; eol.org
Ranidae	Pelophylax epeiroticus	(Schneider, Sofianidou & Kyriakopoulou-Sklavounou, 1984)	Schneider 2005	Schneider et al. 1984
Ranidae	Pelophylax kurtmuelleri	(Gayda, 1940)	Schneider 2005	eol.org
Ranidae	Pelophylax lessonae	(Camerano, 1882)	Schneider 2005	Liu 1935; Wells 1977; Speybroeck et al. 2016
Ranidae	Pelophylax perezi	(López-Seoane, 1885)	Maso & Pijoan 2011	Liu 1935; Wells 1977; Speybroeck et al. 2016
Ranidae	Pelophylax ridibundus	(Pallas, 1771)	Schneider 2005	Wells 1977; Speybroeck et al. 2016; Amphibiaweb.org
Ranidae	Pulchrana picturata	(Boulenger, 1920)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997; eol.org
Ranidae	Pulchrana siberu	(Dring, McCarthy & Whitten, 1990)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997
Ranidae	Rana arvalis	Nilsson, 1842	Schneider 2005	Wells 1977; Speybroeck et al. 2016
Ranidae	Rana aurora	Baird & Girard, 1852	Davidson 1995; 1996	Amphibiaweb.org
Ranidae	Rana boylei	Baird, 1854	Davidson 1995	Amphibiaweb.org
Ranidae	Rana cascadae	Slater, 1939	Davidson 1995	Amphibiaweb.org
Ranidae	Rana dalmatina	Fitzinger, 1838	Schneider 2005; Maso & Pijoan 2011	Wells 1977; Speybroeck et al. 2016; Amphibiaweb.org

Ranidae	<i>Rana draytonii</i>	Baird & Girard, 1852	Elliott et al. 2009	Amphibiaweb.org
Ranidae	<i>Rana iberica</i>	Boulenger, 1879	Maso & Pijoan 2011	Speybroeck et al. 2016
Ranidae	<i>Rana luteiventris</i>	Thompson, 1913	Elliott et al. 2009	Amphibiaweb.org
Ranidae	<i>Rana muscosa</i>	Camp, 1917	Davidson 1995; 1996	Amphibiaweb.org
Ranidae	<i>Rana pretiosa</i>	Baird & Girard, 1853	Davidson 1995; 1996	Liu 1935; Wells 1977; Amphibiaweb.org
Ranidae	<i>Rana pyrenaica</i>	Serra-Cobo, 1993	Maso & Pijoan 2011	Speybroeck et al. 2016
Ranidae	<i>Rana sierrae</i>	Camp, 1917	Elliott et al. 2009	Amphibiaweb.org
Ranidae	<i>Rana temporaria</i>	Linnaeus, 1758	Schneider 2005; Maso & Pijoan 2011	Liu 1935; Wells 1977; Speybroeck et al. 2016
Ranidae	<i>Rana uenoi</i>	Matsui, 2014	Matsui 2014	Matsui 2014
Ranidae	<i>Staurois guttatus</i>	(Günther, 1858)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	frogsofborneo.org
Ranidae	<i>Staurois latopalmaris</i>	(Boulenger, 1887)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Malkmus et al. 2002; Manthey & Grossman 1997
Ranidae	<i>Staurois parvus</i>	Inger & Haile, 1959	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997
Ranixalidae	<i>Indirana semipalmata</i>	(Boulenger, 1882)	Ramya et al. 2015	
Ranixalidae	<i>Walkerana diplosticta</i>	(Günther, 1876)	Ramya et al. 2015	
Rhacophoridae	<i>Chiromantis rufescens</i>	(Günther, 1869)	Mark-Oliver Rödel privat collection	Liu 1935; Schiøtz 1999
Rhacophoridae	<i>Chiromantis vittiger</i>	(Boulenger, 1897)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997; eol.org
Rhacophoridae	<i>Chiromantis xerampelina</i>	Peters, 1854	Du Preez & Carruthers 2009	Liu 1935; Schiøtz 1999; Du Preez & Carruthers 2009
Rhacophoridae	<i>Gracixalus jinggangensis</i>	Zeng, Zhao, Chen, Chen, Zhang & Wang, 2017	Zeng et al. 2017	Zeng et al. 2017

Rhacophoridae	Gracixalus quangi	Rowley, Dau, Nguyen, Cao & Nguyen, 2011	Rowley et al. 2011	Rowley et al. 2011
Rhacophoridae	Kurixalus appendiculatus	(Günther, 1858)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Liu 1935; Brown & Acala 1994; Malkmus et al. 2002
Rhacophoridae	Kurixalus eiffingeri	(Boettger, 1895)	<a href="http://metadata.froghome.org">http://metadata.froghome.org</a>	Liu 1935; AmphibiaWeb.org
Rhacophoridae	Kurixalus idiootocus	(Kuramoto & Wang, 1987)	<a href="http://metadata.froghome.org">http://metadata.froghome.org</a>	Kuramoto & Wang 1987; Amphibiaweb.org
Rhacophoridae	Leptomantis belalongensis	(Dehling & Grafe, 2008)	Dehling & Grafe 2008	Dehling & Grafe 2008
Rhacophoridae	Leptomantis harrissoni	(Inger & Haile, 1959)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997; Malkmus et al. 2002
Rhacophoridae	Leptomantis penanorum	(Dehling, 2008)	Dehling 2008	Dehling 2008
Rhacophoridae	Nyctixalus margaritifer	(Boulenger, 1882)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997
Rhacophoridae	Philautus aurantium	Inger, 1989	Malkmus & Riede 1996	Malkmus & Riede 1996
Rhacophoridae	Philautus aurifasciatus	(Schlegel, 1837)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997
Rhacophoridae	Philautus bunitus	Inger, Stuebing & Tan, 1995	Malkmus & Riede 1996; Malkmus et al. 2002	Malkmus & Riede 1996; Malkmus et al. 2002
Rhacophoridae	Philautus davidlabangi	Matsui, 2009	Matsui 2009	Matsui 2009
Rhacophoridae	Philautus gunungensis	Malkmus & Riede, 1996	Malkmus et al. 1996	Malkmus et al. 1996
Rhacophoridae	Philautus kerangae	Dring, 1987	AmphibiaWeb.org	Manthey & Grossman 1997
Rhacophoridae	Polypedates iskandari	Riyanto, Mumpuni & McGuire, 2011	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Riyanto et al. 2011
Rhacophoridae	Polypedates leucomystax	(Gravenhorst, 1829)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Amphibiaweb.org
Rhacophoridae	Polypedates maculatus	(Gray, 1830)	Kanamadi et al. 1993; Ramya et al. 2015	Kanamadi et al. 1993
Rhacophoridae	Polypedates occidentalis	Das & Dutta, 2006	Ramya et al. 2015	Das & Dutta 2006



Rhacophoridae	<i>Polypedates ranwellai</i>	ickramasinghe, Munindradasa & Fernando, 2012	Wickramasinghe et al. 2012	Wickramasinghe et al. 2012
Rhacophoridae	<i>Pseudophilautus amboli</i>	(Biju & Bossuyt, 2009)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	<i>Pseudophilautus asankai</i>	(Manamendra-Arachchi & Pethiyagoda, 2005)	Manamendra-Arachi & Pethiyagoda 2005	Manamendra-Arachi & Pethiyagoda 2005
Rhacophoridae	<i>Pseudophilautus hoffmanni</i>	(Meegaskumbura & Manamendra-Arachchi, 2005)	Meegaskumbura et al. 2005	Meegaskumbura et al. 2005
Rhacophoridae	<i>Pseudophilautus kani</i>	(Biju & Bossuyt, 2009)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	<i>Pseudophilautus popularis</i>	(Manamendra-Arachchi & Pethiyagoda, 2005)	Samarasinghe 2011; Zootaxa 3002:62-64	Manamendra-Arachi & Pethiyagoda 2005
Rhacophoridae	<i>Pseudophilautus stuarti</i>	(Meegaskumbura & Manamendra-Arachchi, 2005)	Meegaskumbura et al. 2005	Meegaskumbura et al. 2005
Rhacophoridae	<i>Pseudophilautus viridis</i>	(Manamendra-Arachchi & Pethiyagoda, 2005)	Meegaskumbura et al. 2005	Manamendra-Arachchi & Pethiyagoda 2005
Rhacophoridae	<i>Pseudophilautus wynaadensis</i>	(Jerdon, 1853)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	<i>Pseudophilautus zorro</i>	(Manamendra-Arachchi & Pethiyagoda, 2005)	Amphibiaweb.org	Manamendra-Arachchi & Pethiyagoda 2005
Rhacophoridae	<i>Raorchestes agasthyaensis</i>	Zachariah, Dinesh, Kunhikrishnan, Das, Raju, Radhakrishnan, Palot & Kalesh, 2011	Ramya et al. 2015	Zachariah et al. 2011
Rhacophoridae	<i>Raorchestes akroparallagi</i>	(Biju & Bossuyt, 2009)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	<i>Raorchestes anili</i>	(Biju & Bossuyt, 2006)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2006

Rhacophoridae	Raorchestes beddomii	(Günther, 1876)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	Raorchestes bobingeri	(Biju & Bossuyt, 2005)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2005
Rhacophoridae	Raorchestes bombayensis	(Annandale, 1919)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	Raorchestes chalazodes	(Günther, 1876)	Vijayakumar et al. 2014; Ramya et al. 2015	Vijayakumar et al. 2014
Rhacophoridae	Raorchestes charius	(Rao, 1937)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	Raorchestes chromasynchysi	(Biju & Bossuyt, 2009)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	Raorchestes flaviocularis	Vijayakumar, Dinesh, Prabhu & Shanker, 2014	Vijayakumar et al. 2014	Vijayakumar et al. 2014
Rhacophoridae	Raorchestes glandulosus	(Jerdon, 1853)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	Raorchestes griet	(Bossuyt, 2002)	Ramya et al. 2015	Bossuyt 2002
Rhacophoridae	Raorchestes jayarami	(Biju & Bossuyt, 2009)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	Raorchestes johnceei	Zachariah, Dinesh, Kunhikrishnan, Das, Raju, Radhakrishnan, Palot & Kalesh, 2011	Ramya et al. 2015	Zachariah et al 2011
Rhacophoridae	Raorchestes kakachi	Seshadri, Gururaja & Aravind, 2012	Seshadri et al. 2012; Ramya et al. 2015 Mandookavani	Seshadri et al. 2012
Rhacophoridae	Raorchestes luteolus	(Kuramoto & Joshy, 2003)	Gururaja et al. 2007; Ramya et al. 2015 Mandookavani	Gururaja et al. 2007
Rhacophoridae	Raorchestes manohari	Zachariah, Dinesh, Kunhikrishnan, Das, Raju, Radhakrishnan, Palot & Kalesh, 2011	Ramya et al. 2015	Zachariah et al 2011
Rhacophoridae	Raorchestes nerostagona	(Biju & Bossuyt, 2005)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2005b

Rhacophoridae	Raorchestes ochlandrae	(Gururaja, Dinesh, Palot, Radhakrishnan & Ramachandra, 2007)	Ramya et al. 2015	Gururaja et al. 2007
Rhacophoridae	Raorchestes ponmudi	(Biju & Bossuyt, 2005)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2005c
Rhacophoridae	Raorchestes tuberothumerus	(Kuramoto & Joshy, 2003)	Ramya et al. 2015	Biju & Bossuyt 2009
Rhacophoridae	Rhacophorus calcadensis	Ahl, 1927	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2013
Rhacophoridae	Rhacophorus laoshan	Mo, Jiang, Xie & Ohler, 2008	Mo et al. 2008	Mo et al. 2008
Rhacophoridae	Rhacophorus lateralis	Boulenger, 1883	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2013
Rhacophoridae	Rhacophorus malabaricus	Jerdon, 1870	Ramya et al. 2015	Biju et al. 2013
Rhacophoridae	Rhacophorus margaritifer	(Schlegel, 1837)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Harvey et al. 2002
Rhacophoridae	Rhacophorus modestus	Boulenger, 1920	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	eol.org
Rhacophoridae	Rhacophorus monticola	Boulenger, 1896	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Wolf 1936
Rhacophoridae	Rhacophorus nigropalmatus	Boulenger, 1895	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Manthey & Grossman 1997; Malkmus et al. 2002
Rhacophoridae	Rhacophorus reinwardtii	(Schlegel, 1840)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	AmphibiaWeb.org
Rhacophoridae	Taruga eques	(Günther, 1858)	AmphibiaWeb.org	Meegaskumbura et al. 2010
Rhacophoridae	Theloderma corticale	(Boulenger, 1903)	AmphibiaWeb.org	Inger et al. 1999
Rhacophoridae	Zhangixalus achantharrhena	(Harvey, Pemberton & Smith, 2002)	<a href="http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik">http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik</a>	Harvey et al. 2002
Rhacophoridae	Zhangixalus arvalis	(Lue, Lai & Chen, 1995)	<a href="http://metadata.froghome.org">http://metadata.froghome.org</a>	Lue et al. 1995
Rhacophoridae	Zhangixalus aurantiventris	(Lue, Lai & Chen, 1994)	<a href="http://metadata.froghome.org">http://metadata.froghome.org</a>	Lue et al. 1994

Rhacophoridae	Zhangixalus chenfui	(Liu, 1945)	Matsui et al. 1994	Liu 1950
Rhacophoridae	Zhangixalus dennysi	(Blanford, 1881)	AmphibiaWeb.org	amphibiachina.org
Rhacophoridae	Zhangixalus dugritei	(David, 1872)	Matsui et al. 1994	amphibiachina.org
Rhacophoridae	Zhangixalus moltrechti	(Boulenger, 1908)	<a href="http://metadata.froghome.org">http://metadata.froghome.org</a>	<a href="http://metadata.froghome.org">http://metadata.froghome.org</a>
Rhacophoridae	Zhangixalus omeimontis	(Stejneger, 1924)	Matsui et al. 1994	Liu 1935; Liao & Lu 2010
Rhacophoridae	Zhangixalus prasinatus	(Mou, Risch & Lue, 1983)	<a href="http://metadata.froghome.org">http://metadata.froghome.org</a>	AmphibiaWeb.org
Rhacophoridae	Zhangixalus taipeianus	(Liang & Wang, 1978)	<a href="http://metadata.froghome.org">http://metadata.froghome.org</a>	AmphibiaWeb.org
Rhinophrynidae	Rhinophrynus dorsalis	Duméril & Bibron, 1841	Sandoval et al. 2015	Sandoval et al. 2015
Scaphiopodidae	Scaphiopus couchii	Baird, 1854	Davidson 1995; 1996	Liu 1935; Wells 1977
Scaphiopodidae	Scaphiopus holbrookii	(Harlan, 1835)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; Wells 1977
Scaphiopodidae	Scaphiopus hurterii	Strecker, 1910	Elliott et al. 2009	Wells 1977; eol.org
Scaphiopodidae	Spea bombifrons	(Cope, 1863)	Davidson 1996	Wells 1977; eol.org
Scaphiopodidae	Spea hammondi	(Baird, 1859)	Davidson 1995	Liu 1935; Wells 1977
Scaphiopodidae	Spea intermontana	(Cope, 1883)	Davidson 1995; 1996	Wells 1977; AmphibiaWeb.org
Scaphiopodidae	Spea multiplicata	(Cope, 1863)	Elliott et al. 2009	Liu 1935; eol.org
Telmatobiidae	Telmatobius edaphonastes	De la Riva, 1995	De la Riva et al. 2002	De la Riva et al. 2002
Leiopelmatidae	Leiopelma hamiltoni	McCulloch, 1919	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org
Caeciliidae	Caecilia tentaculata	Linnaeus, 1758	AmphibiaWeb.org	AmphibiaWeb.org

## Appendix B

### Referenzen zu den Arten und artspezifischen Anzeigerufen

Channing, A. 2001. *Amphibians of Central and Southern Africa*. Comstock Publishing Associates, New York, USA, 470pp.

Aland, K., and C. J. Hoskin. 2013. The advertisement call and clutch size of the Golden-capped Boulder-frog *Cophixalus pakayakulangun* (Anura: Microhylidae). *Zootaxa* 3718: 299–300.

Almendáriz C., A., J. Brito-M., D. Batallas-R., and S. R. Ron. 2014. Una especie nueva de rana arbórea del género *Hyloscirtus* (Amphibia: Anura: Hylidae) de la Cordillera del Cóndor. *Papéis Avulsos de Zoologia*. São Paulo 54: 33–49.

Alonso, R., A. Rodríguez, and R. Márquez. 2007. Guía sonora de los anfibios de Cuba, Audio CD. Alosa, sons de la natura, Barcelona, Spain.

Alves, A. C. R., R. J. Sawaya, S. F. dos Reis, and C. F. B. Haddad. 2009. New species of *Brachycephalus* (Anura: Brachycephalidae) from the Atlantic Rain Forest in São Paulo state, southeastern Brazil. *Journal of Herpetology* 43: 212–219.

Amézquita, A., R. Márquez, D. Mejía-Vargas, T. R. Kahn, G. Suárez, and L. Mazariegos. 2013. A new species of Andean poison frog, *Andinobates* (Anura: Dendrobatidae), from the northwestern Andes of Colombia. *Zootaxa* 3620: 163–178.

Amiet, J.-L. 1980. Un *Hyperolius* nouveau du Cameroun: *Hyperolius endjami* n. sp. (Amphibia Anura, Hyperoliidae). *Revue Suisse de Zoologie* 87: 445–460.

AmphibiaWebEcuador.org. <https://bioweb.bio/faunaweb/amphibiaweb/> (accessed on 27 June 2019)

AmphibiWeb.org: Information on amphibian biology and conservation. AmphibiaWeb, Berkely, California. <http://amphibiaweb.org/>. (accessed on 27 June 2019)

Amram, M. F., R. Zainudin, and H. A. Wahid. 2018. Mating calls of selected Sarawak toads (Amphibia: Anura: Bufonidae). *Sains Malaysiana* 47: 1–7.

Andrade F, Bernardes C, Leite F, Ribeiro de Carvalho T, Giaretta A (2017) First record of *Pseudopaludicola pocoto* Magalhães, Loebmann, Kokubum, Haddad & Garda, 2014 (Anura, Leptodactylidae, Leiuperinae) in Bahia state, northeastern Brazil, with further data on its advertisement call. *Check List* 13: 2047.

Andrade, F. S. de, and T. R. de Carvalho. 2013. A new species of *Pseudopaludicola* Miranda-Ribeiro (Leiuperinae: Leptodactylidae: Anura) from the Cerrado of southeastern Brazil. *Zootaxa* 3608: 389–397.

Andrade, S. P. de, C. F. Rocha, E. P. Victor, Jr., and W. Vaz-Silva. 2015. Advertisement call of *Rhinella inopina* Vaz-Silva, Valdujo & Pombal, 2012 (Anura: Bufonidae) from the type-locality, northeastern Goiás State, Central Brazil. *Zootaxa* 3931: 448–450.

Andreone, F., R. Nincheri, and R. Piazza. 1995. Un nouveau *Boophis* vert (Ranidae: Rhacophorinae) de forêts pluviales du Sud Madagascar. *Revue Française d'Aquariologie, Herpétologie* 21: 121–127.

Andreone, F., F. Glaw, M. Vences, and D. Vallan. 1998. A new *Mantidactylus* from south-eastern Madagascar, with a review of *Mantidactylus peraccae* (Ranidae: Mantellinae). *Herpetological Journal* 8: 149–159.

- Andreone, F., M. Vences, F. M. Guarino, F. Glaw, and J. E. Randrianirina. 2002. Natural history and larval morphology of *Boophis occidentalis* (Anura: Mantellidae: Boophinae) provide new insights into the phylogeny and adaptive radiation of endemic Malagasy frogs. *Journal of Zoology* 257: 425–438.
- Andreone, F., D. B. Fenolio, and M. E. Walvoord. 2003. Two unknown arboreal frogs (genus *Platypelis*) described from the rainforests of northeastern Madagascar (Microhylidae: Cophylinae). *Current Herpetology* 22: 91–100.
- Andreone, F., G. Aprea, M. Vences, and G. Odierna. 2003. A new frog of the genus *Mantidactylus* from the rainforests of north-eastern. *Amphibia-Reptilia* 24: 285–303.
- Anstis, M., M. J. Tyler, J. D. Roberts, L. C. Price, and P. Doughty. 2010. A new species of *Litoria* (Anura: Hylidae) with a highly distinctive tadpole from the north-western Kimberley region of Western Australia. *Zootaxa* 2550: 39–57.
- Anstis, M., L. C. Price, J. D. Roberts, S. R. Catalano, H. B. Hines, P. Doughty, and S. C. Donnellan. 2016. Revision of the water-holding frogs, *Cyclorana platycephala* (Anura: Hylidae), from arid Australia, including a description of a new species. *Zootaxa* 4126: 451–479.
- Antunes, A. P., J. Faivovich, and C. F. B. Haddad. 2008. A new species of *Hypsiboas* from the Atlantic Forest of southeastern Brazil (Amphibia: Anura: Hylidae). *Copeia* 2008: 170–190.
- Araújo, C. B. de, T. J. Guerra, M. C. O. Amatzuzi and L. A. Campos 2012. Advertisement and territorial calls of *Brachycephalus pitanga* (Anura: Brachycephalidae) *Zootaxa* 3302: 66–67
- Araujo-Vieira, K., R. A. Brandão, and D. C. do C. Faria. 2015. A new species of rock-dwelling *Scinax* Wagler (Anura: Hylidae) from Chapada dos Veadeiros, central Brazil. *Zootaxa* 3915: 52–66.
- Arteaga-Navarro, A. F., and J. M. Guayasamin. 2011. A new frog of the genus *Pristimantis* (Amphibia: Strabomantidae) from the high Andes of southeastern Ecuador, discovered using morphological and molecular data. *Zootaxa* 2876: 17–29.
- Bain, R. H., and T. Q. Nguyen. 2004. Three new species of narrow-mouthed frogs (genus *Microhyla*) from Indochina, with comments on *Microhyla annamensis* and *Microhyla palmipes*. *Copeia* 2004: 507–524.
- Baldissera, F. A., Jr., U. Caramaschi, and C. F. B. Haddad. 2004. Review of the *Bufo crucifer* species group, with descriptions of two new related species (Amphibia, Anura, Bufonidae). *Arquivos do Museu Nacional. Rio de Janeiro* 62: 255–282.
- Barrio-Amorós, C. L., J. C. Santos, and O. Jovanovic. 2010. A new dendrobatid frog (Anura: Dendrobatidae: *Anomaloglossus*) from the Orinoquian rainforest, southern Venezuela. *Zootaxa* 2413: 37–50.
- Bastos, R. P., and C. F. B. Haddad. 1996. Breeding activity of the Neotropical treefrog *Hyla elegans* (Anura, Hylidae). *Journal of Herpetology* 30: 355–360.
- Batallas R. D., and J. Brito-M. 2014. Nueva especie de rana del género *Pristimantis* del grupo *lacrimosus* (Amphibia: Craugastoridae) del Parque Nacional Sangay, ecuador. *Papéis Avulsos de Zoologia. São Paulo* 54: 51–62.
- Batista, A., C. A. Jaramillo, M. Ponce, and A. J. Crawford. 2014. A new species of *Andinobates* (Amphibia: Anura: Dendrobatidae) from west central Panama. *Zootaxa* 3866: 333–352.
- Batista, A., M. Ponce, and A. Hertz. 2012. A new species of rainfrog of the genus *Diasporus* (Anura: Eleutherodactylidae) from Serranía de Tabasará, Panama. *Zootaxa* 3410: 51–60.

- Bernal-Bautista, M. H., V. F. Luna-Mora, O. Gallego, and A. Quevedo-Gil. 2007. A new species of poison frog (Amphibia: Dendrobatidae) from the Andean mountains of Tolima, Colombia. *Zootaxa* 1638: 59–68.
- Berneck, B. von M., C. O. R. da Costa, and P. C. de A. Garcia. 2008. A new species of *Leptodactylus* (Anura: Leptodactylidae) from the Atlantic forest of São Paulo state, Brazil. *Zootaxa* 1795: 46–56.
- Biju, S. D., and F. Bossuyt. 2005. Two new *Philautus* (Anura: Ranidae: Rhacophorinae) from Ponmudi Hill in the Western Ghats of India. *Copeia* 2005: 29–37.
- Biju, S. D., and F. Bossuyt. 2005b. A new species of frog (Ranidae, Rhacophorinae, *Philautus*) from the rainforest canopy in the Western Ghats, India. *Current Science* 88: 175–178.
- Biju, S. D., and F. Bossuyt. 2005c. New species of *Philautus* (Anura: Ranidae, Rhacophorinae) from Ponmudi Hill in the Western Ghats of India. *Journal of Herpetology* 39: 349–353.
- Biju, S. D., and F. Bossuyt. 2006. Two new species of *Philautus* (Anura, Ranidae, Rhacophorinae) from the Western Ghats, India. *Amphibia-Reptilia* 27: 1–10.
- Biju, S. D., I. Van Bocxlaer, V. B. Giri, K. Roelants, J. Nagaraju, and F. Bossuyt. 2007. A new nightfrog, *Nyctibatrachus minimus* sp. nov. (Anura: Nyctibatrachidae): the smallest frog from India. *Current Science* 93: 854–858.
- Biju, S. D., and F. Bossuyt. 2009. Systematics and phylogeny of *Philautus* Gistel, 1848 (Anura, Rhacophoridae) in the Western Ghats of India, with descriptions of 12 new species. *Zoological Journal of the Linnean Society* 155: 374–444.
- Biju, S. D., I. Van Bocxlaer, S. Mahony, K. P. Dinesh, C. Radhakrishnan, A. Zachariah, V. B. Giri, and F. Bossuyt. 2011. A taxonomic review of the Night Frog genus *Nyctibatrachus* Boulenger, 1882 in the Western Ghats, India (Anura: Nyctibatrachidae) with description of twelve new species. *Zootaxa* 3029: 1–96.
- Biju, S. D., R. G. Kamei, S. Mahony, A. Thomas, S. Garg, G. Sircar, and R. Suyesh. 2013. Taxonomic review of the tree frog genus *Rhacophorus* from the Western Ghats, India (Anura: Rhacophoridae), with description of ontogenetic colour changes and reproductive behaviour. *Zootaxa* 3636: 257–289.
- Biju, S. D., S. Garg, K. V. Gururaja, Y. S. Shouche, and S. A. Walujkar. 2014. DNA barcoding reveals unprecedented diversity in Dancing Frogs of India (Micrixalidae, *Micrixalus*): a taxonomic revision with description of 14 new species. *Ceylon Journal of Science* 43: 1–87.
- Biju, S. D., S. Garg, S. Mahony, N. Wijayathilaka, G. Senevirathne, and M. Meegaskumbura. 2014. DNA barcoding, phylogeny and systematics of Golden-backed frogs (*Hylarana*, Ranidae) of the Western Ghats-Sri Lanka biodiversity hotspot, with the description of seven new species. *Contributions to Zoology* 83: 269–335.
- Blommers-Schlösser, R. M. A. 1979. Biosystematics of the Malagasy frogs II. The genus *Boophis* (Rhacophoridae). *Contributions to Zoology* 49: 261–312.
- Bokermann, W. C. A. 1968. Three new *Hyla* from the Plateau of Maracás, central Bahia, Brazil. *Journal of Herpetology* 1: 25–31.
- Bossuyt, F. 2002. A new species of *Philautus* (Anura: Ranidae) from the Western Ghats of India. *Journal of Herpetology* 36: 656–661.
- Boulenger, G. A. 1896. Descriptions of new batrachians in the British Museum. *Annals and Magazine of Natural History* 17: 401–406.

- Boulenger, G. A. 1902. Descriptions of new batrachians and reptiles from the Andes of Peru and Bolivia. *Annals and Magazine of Natural History* 10: 394–402.
- Boulenger, G. A. 1920. A monograph of the South Asian, Papuan, Melanesian and Australian frogs of the genus *Rana*. *Records of the Indian Museum* 20: 1–226.
- Brandão, R. A., A. Garda, V. Braz, and B. Fonseca. 2003. Observation on the ecology of *Pseudis bolbodactyla* (Anura, Pseudidae) in central Brazil. *Phyllomedusa* 2: 3–8.
- Brandão, R. A., R. F. de Magalhães, A. A. Garda, L. A. Campos, A. Sebben, and A. O. Maciel. 2012. A new species of *Bokermannohyla* (Anura: Hylidae) from highlands of central Brazil. *Zootaxa* 3527: 28–42.
- Brandão R.A., G. F. R. Álvares, and R. O. de Sá. 2013. The advertisement call of the poorly known *Leptodactylus tapiti* (Anura, Leptodactylidae). *Zootaxa* 3616: 284–286.
- Brasileiro, C. A., C. F. B. Haddad, R. J. Sawaya, and M. Martins. 2007. A new and threatened species of *Scinax* (Anura: Hylidae) from Queimada Grande Island, southeastern Brazil. *Zootaxa* 1391: 47–55.
- Brown, J. L., R. Schulte, and K. Summers. 2006. A new species of *Dendrobates* (Anura: Dendrobatidae) from the Amazonian lowlands of Perú. *Zootaxa* 1152: 45–58.
- Brown, J. L., E. Twomey, M. Pepper, and M. Sanchez-Rodriguez. 2008. Revision of the *Ranitomeya fantastica* species complex with description of two new species from central Peru (Anura: Dendrobatidae). *Zootaxa* 1823: 1–24.
- Brown, J. L., and E. Twomey. 2009. Complicated histories: three new species of poison frogs of the genus *Ameerega* (Anura: Dendrobatidae) from north-central Peru. *Zootaxa* 2049: 1–38.
- Brown, J. L., E. Twomey, A. Amézquita, M. B. de Souza, J. P. Caldwell, S. Lötters, R. von May, P. R. Melo-Sampaio, D. Mejía-Vargas, P. E. Pérez-Peña, M. Pepper, E. H. Poelman, M. Sanchez-Rodriguez, and K. Summers. 2011. A taxonomic revision of the Neotropical poison frog genus *Ranitomeya* (Amphibia: Dendrobatidae). *Zootaxa* 3083: 1–120.
- Brown, W. C., and A. C. Alcala. 1994. Philippine frogs of the family Rhacophoridae. *Proceedings of the California Academy of Sciences* 48: 185–220.
- Brusquetti, F., M. Jansen, C. L. Barrio-Amorós, M. V. Segalla, and C. F. B. Haddad. 2014. Taxonomic review of *Scinax fuscomarginatus* (Lutz, 1925) and related species (Anura; Hylidae). *Zoological Journal of the Linnean Society* 171: 783–821.
- Busack, S. D. 1986. Biochemical and morphological differentiation in Spanish and Moroccan populations of *Discoglossus* and the description of a new species from southern Spain (Amphibia, Anura, Discoglossidae). *Annals of the Carnegie Museum* 55: 41–61.
- Caldart, V. M., T. G. d. Santos, and R. Maneyro. 2013. The advertisement and release calls of *Melanophryniscus pachyrhynus* (Miranda-Ribeiro, 1920) from the central region of Rio Grande do Sul, southern Brazil. *Acta Herpetologica* 8: 115–122.
- Caminer, M. A., and S. R. Ron. 2014. Systematics of treefrogs of the *Hypsiboas calcaratus* and *Hypsiboas fasciatus* species complex (Anura, Hylidae) with the description of four new species. *ZooKeys* 370: 1–68.
- Campbell, J. A. 1999. *Amphibians and Reptiles of Northern Guatemala, the Yucatan, and Belize*. University of Oklahoma Press. pp 400
- Campbell, J. A., and B. T. Clarke. 1998. A review of frogs of the genus *Otophryne* (Microhylidae) with the description of a new species. *Herpetologica* 54: 301–317.



- Campos, T. F., M. G. de Lima, F. A. C. do Nascimento, and E. M. dos Santos. 2014. Larval morphology and advertisement call of *Phyllodytes acuminatus* Bokermann, 1966 (Anura: Hylidae) from Northeastern Brazil. *Zootaxa* 3779: 93–100.
- Cannatella, D. C. 1980. Two new species of *Centrolenella* from Bolivia (Anura: Centrolenidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington* 93: 714–724.
- Cannatella, D. C., and W. E. Duellman. 1984. Leptodactylid frogs of the *Physalaemus pustulosus* group. *Copeia* 1984: 902–921.
- Caram, J., C. de Luna-Dias, Neto, F. S. F. dos S. Hepp, and S. P. de Carvalho-e-Silva. 2014. The advertisement call of *Dendropsophus pseudomeridianus* (Cruz, Caramaschi & Dias) (Anura: Hylidae). *Zootaxa* 3784: 294–296.
- Caramaschi, U., and J. Jim. 1983. A new microhylid frog, genus *Elachistocleis* (Amphibia, Anura), from northeastern Brasil. *Herpetologica* 39: 390–394.
- Caramaschi, U., H. R. da Silva, and M. C. de Britto-Pereira. 1992. A new species of *Phyllodytes* (Anura, Hylidae) from southern Bahia, Brazil. *Copeia* 1992: 187–191.
- Caramaschi, U., and C. A. G. Cruz. 1997. Redescription of *Chiasmocleis albopunctata* (Boettger) and description of a new species of *Chiasmocleis* (Anura: Microhylidae). *Herpetologica* 53: 259–268.
- Caramaschi, U., and J. P. Pombal, Jr. 2001. *Barycholos savagei*: a junior synonym of *Paludicola ternetzi*, with notes on development. *Journal of Herpetology* 35: 357–360.
- Caramaschi, U., O. L. Peixoto, and M. T. Rodrigues. 2004. Revalidation and redescription of *Phyllodytes wuchereri* (Peters, 1873) (Amphibia, Anura, Hylidae). *Arquivos do Museu Nacional* 62: 185–191.
- Caramaschi, U., and M. C. S. Cardoso. 2006. Taxonomic status of *Hyla camposseabrai* Bokermann, 1968 (Anura: Hylidae). *Journal of Herpetology* 40: 549–552.
- Caramaschi, U., and M. T. Rodrigues. 2007. Taxonomic status of the species of *Gastrotheca* Fitzinger, 1843 (Amphibia, Anura, Amphignathodontidae) of the Atlantic rain forest of eastern Brazil, with description of a new species. *Boletim do Museu Nacional. Nova Serie, Zoologia* 525: 1–19.
- Caramaschi, U., R. N. Feio, and V. de A. São Pedro. 2008. A new species of *Leptodactylus* Fitzinger (Anura, Leptodactylidae) from Serra do Brigadeiro, state of Minas Gerais, southeastern Brazil. *Zootaxa* 1861: 44–54.
- Caramaschi, U. 2010. Notes on the taxonomic status of *Elachistocleis ovalis* (Schneider, 1799) and description of five new species of *Elachistocleis* Parker, 1927 (Amphibia, Anura, Microhylidae). *Boletim do Museu Nacional. Nova Serie, Zoologia* 527: 1–30.
- Cardoso and Andrade. 1982. Distribution extension and geographic distribution map. Check List 6
- Cardoso, A. J. 1983. Descrição e biologia de uma nova espécie de *Hyla* Laurenti, 1768 (Amphibia, Anura, Hylidae). *Iheringia. Série Zoologia* 62: 37–45.
- Carvalho, T. R. de, A. A. Giaretta, and K. G. Facure. 2010. A new species of *Hypsiboas* Wagler (Anura: Hylidae) closely related to *H. multifasciatus* Günther from southeastern Brazil. *Zootaxa* 2521: 37–52.
- Carvalho, T. P. de, and S. Ron. 2011. Advertisement call of *Leptodactylus labrosus* Jiménez de la Espada, 1875 (Anura, Leptodactylidae): an unusual advertisement call within the *L. fuscus* group. *Herpetology Notes* 4: 325–326.

- Carvalho, T. R. de. 2012. A new species of *Pseudopaludicola* Miranda-Ribeiro (Leiuperinae: Leptodactylidae: Anura) from the Cerrado of southeastern Brazil with a distinctive advertisement call pattern. *Zootaxa* 3328: 47–54.
- Carvalho, T. R. de, A. A. Giaretta, and L. Magrini. 2012. A new species of the *Bokermannohyla circumdata* group (Anura: Hylidae) from southeastern Brazil, with bioacoustic data on seven species of the genus. *Zootaxa* 3321: 37–55.
- Carvalho, T. R. de, A. A. Giaretta, B. F. V. Teixeira, and L. B. Martins. 2013. New bioacoustic and distributional data on *Bokermannohyla sapiranga* Brandão et al., 2012 (Anura: Hylidae): revisiting its diagnosis in comparison with *B. pseudopseudis* (Miranda-Ribeiro, 1937). *Zootaxa* 3746: 383–392.
- Carvalho, T. R. de, and A. A. Giaretta. 2013. Bioacoustics reveals two new syntopic species of *Adenomera* Steindachner (Anura: Leptodactylidae: Leptodactylinae) in the Cerrado of central Brazil. *Zootaxa* 3731: 533–551.
- Carvalho-e-Silva, S. P. de, A. M. P. T. de Carvalho-e-Silva, and E. Izecksohn. 2003. Nova especie de *Hyla* Laurenti do grupo de *H. microcephala* Cope (Amphibia, Anura, Hylidae) do nordeste do Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia* 20: 553–558.
- Cassimiro, J., V. K. Verdade, and M. T. Rodrigues. 2008. A large and enigmatic new eleutherodactyline frog (Anura, Strabomantidae) from Serra do Sincorá, Espinhaço range, northeastern Brazil. *Zootaxa* 1761: 59–68.
- Castroviejo-Fisher, S., J. Ayarzagüena, and C. Vilà. 2007. A new species of *Hyalinobatrachium* (Centrolenidae: Anura) from Serranía de Perijá, Venezuela. *Zootaxa* 1441: 51–62.
- Castroviejo-Fisher, S., J. C. Señaris, J. Ayarzagüena, and C. Vilà. 2009. Resurrection of *Hyalinobatrachium orcostale* and notes on the *Hyalinobatrachium orientale* species complex (Anura: Centrolenidae). *Herpetologica* 64: 472–484.
- Castroviejo-Fisher, S., J. M. Padial, J. C. Chaparro, C. R. Aguayo-Vedia, and I. De la Riva. 2009. A new species of *Hyalinobatrachium* (Anura: Centrolenidae) from the Amazonian slopes of the central Andes, with comments on the diversity of the genus in the area. *Zootaxa* 2143: 24–44.
- Castroviejo-Fisher, S., C. Vilà, J. Ayarzagüena, M. Blanc, and R. Ernst. 2011. Species diversity of *Hyalinobatrachium* glassfrogs (Amphibia: Centrolenidae) from the Guiana Shield, with the description of two new species. *Zootaxa* 3132: 1–55.
- Catenazzi, A., and R. von May. 2011. New species of Marsupial Frog (Hemiphractidae: Gastrotheca) from an isolated montane forest in southern Peru. *Journal of Herpetology* 45: 161–166.
- Catenazzi, A., R. von May, L. A. G. Gagliardi-Urrutia, E. Lehr, and J. M. Guayasamin. 2012. A new, high-elevation glassfrog (Anura: Centrolenidae) from Manu National Park, southern Peru. *Zootaxa* 3388: 56–68.
- Catullo, R. A., P. Doughty, and J. S. Keogh. 2014. A new frog species (Myobatrachidae: *Uperoleia*) from the Northern Deserts region of Australia, with a redescription of *U. trachyderma*. *Zootaxa* 3753: 251–262.
- Chaves, G., A. García-Rodríguez, A. Mora, and A. Leal. 2009. A new species of dink frog (Anura: Eleutherodactylidae: *Diasporus*) from Cordillera de Talamanca, Costa Rica. *Zootaxa* 2088: 1–14.
- Cisneros-Heredia, D. F., and R. W. McDiarmid. 2006. A new species of the genus *Centrolene* (Amphibia: Anura: Centrolenidae) from Ecuador with comments on the taxonomy and biogeography of glassfrogs. *Zootaxa* 1244: 1–32.

- Cisneros-Heredia, D. F., and R. W. McDiarmid. 2007. Revision of the characters of Centrolenidae (Amphibia: Anura: Athesphatanura), with comments on its taxonomy and the description of new taxa of glassfrogs. *Zootaxa* 1572: 1–82.
- Cisneros-Heredia, D. F., and M. A. Morales-Mite. 2008. A new species of glassfrog from the elfin forests of the Cordillera del Cóndor, southeastern Ecuador. *Herpetozoa* 21: 49–56.
- Cisneros-Heredia, D. F., J. R. J. Delia, M. H. Yáñez-Muñoz, and H. M. Ortega-Andrade. 2008. Natural history and intraspecific variation of the Ecuadorian Blue Glassfrog *Cochranella mache* Guayasamin & Bonaccorso, 2004 (Anura: Centrolenidae). *Herpetozoa* 21: 57–66.
- Cisneros-Heredia, D. F., and M. H. Yáñez-Muñoz. 2011. A new poison frog of the genus *Epipedobates* (Dendrobatoidea: Dendrobatidae) from the north-western Andes of Ecuador. *Avances en Ciencias e Ingenierías. Sección B. Quito* 2: 83–86.
- Cochran, D. M. 1955. Frogs of Southeastern Brazil. *Bulletin of the United States National Museum* 206: 1–423.
- Cochran, D. M., and C. J. Goin. 1970. Frogs of Colombia. *Bulletin of the United States National Museum* 288: 1–655.
- Cocroft, R., Morales, V.R. & McDiarmid, R.W. 2001. Frogs of Tambopata, Peru, Audio CD. Cornell Laboratory of Ornithology, Macaulay library of natural sounds, New York, USA.
- Cogger, H. G. 1992. Reptiles and amphibians of Australia 4<sup>th</sup> ed. Frenchs Forest, N.S.W.: Reed, 1992.
- Coloma, L. A. 1995. Ecuadorian frogs of the genus *Colostethus* (Anura: Dendrobatidae). Miscellaneous Publication. *Museum of Natural History, University of Kansas* 87: 1–72.
- Coloma, L. A., S. Carvajal-Endara, J. F. Dueñas, A. Paredes-Recalde, M. A. Morales-Mite, D. Almeida-Reinoso, E. E. Tapia, C. R. Hutter, E. Toral-Contreras, and J. M. Guayasamin. 2012. Molecular phylogenetics of stream treefrogs of the *Hyloscirtus larinopygion* group (Anura: Hylidae), and description of two new species from Ecuador. *Zootaxa* 3364: 1–78.
- Conte, C.E., Lingnau, R.L. & Kwet, A. 2005. Description of the advertisement call of *Hyla ehrhardti* Müller, 1924 and new distribution records (Anura: Hylidae). *Salamandra* 41: 147–151.
- Conte, C. E., K. Araujo-Vieira, L. B. Crivellari, and B. von M. Berneck. 2016. A new species of *Scinax* Wagler (Anura: Hylidae) from Paraná, southern Brazil. *Zootaxa* 4193: 245–265.
- Costa, T. B., D. O. Laranjeiras, D. L. Röhr, F. de M. Magalhães, F. A. Juncá, and A. A. Garda. 2014. The advertisement call of *Haddadus aramunha* (Cassimiro, Verdade & Rodrigues, 2008) (Anura, Craugastoridae). *Zootaxa* 3784: 94–96.
- Cruz, C. A. G., and B. V. S. Pimenta. 2004. New species of *Physalaemus* Fitzinger, 1826 from southern Bahia, Brazil (Anura, Leptodactylidae). *Journal of Herpetology* 38: 480–486.
- Cruz, C. A. G., G. M. Prado, and E. Izecksohn. 2005. Nova espécie de *Proceratophrys* Miranda-Ribeiro, 1920 do sudest do Brasil (Amphibia, Anura, Leptodactylidae). *Arquivos do Museu Nacional* 63: 289–295.
- Cruz, C. A. G., R. N. Feio, and C. S. Cassini. 2007. Nova espécie de *Chiasmocleis* Méhelÿ, 1904 (Amphibia, Anura, Microhylidae) da Serra da Maniqueira, Estado do Minas Gerais, Brasil. *Arquivos do Museu Nacional* 65: 33–38.

- Cruz, C. A. G., R. N. Feio, and L. B. Nascimento. 2008. A new species of *Phasmahyla* Cruz, 1990 (Anura: Hylidae) from the Atlantic rain forest of the states of Minas Gerais and Bahia, Brazil. *Amphibia-Reptilia* 29: 311–318.
- Cruz, C. A. G., M. F. Napoli, and P. M. Fonseca. 2008b. A new species of *Phasmahyla* Cruz, 1990 (Anura: Hylidae) from the state of Bahia, Brazil. *South American Journal of Herpetology* 3: 187–195.
- Cruz, C. A. G., and M. F. Napoli. 2010. A new species of smooth horned frog, genus *Proceratophrys* Miranda-Ribeiro (Amphibia: Anura: Cycloramphidae), from the Atlantic Rainforest of eastern Bahia, Brazil. *Zootaxa* 2660: 57–67.
- Cruz, D., E. Marciano, Jr., and M. F. Napoli. 2014. Advertisement and courtship calls of *Phyllodytes wuchereri* (Peters, 1873) (Anura: Hylidae). *Zootaxa* 3774: 97–100.
- Daniel, J. C. 1963. Field guide to the amphibians of western India. Part 1. *Journal of the Bombay Natural History Society* 60: 415–438.
- Das, I., and K. Kunte. 2005. New species of *Nyctibatrachus* (Anura: Ranidae) from Castle Rock, Karnataka State, Southwest India. *Journal of Herpetology* 39: 465–470.
- Das, I., and S. K. Dutta. 2006. New species of *Polypedates* (Anura: Rhacophoridae) from the Western Ghats, Southwest India. *Journal of Herpetology* 40: 214–220.
- Davidson, C. 1995. Frog and toad calls of the pacific coast, Audio CD. Cornell Laboratory of Ornithology, Macaulay library of natural sounds, New York, USA.
- Davidson, C. 1996. Frog and toad calls of the Rocky Mountains, Audio CD. Cornell Laboratory of Ornithology, Macaulay library of natural sounds, New York, USA.
- Davies, M. M., G. F. Watson, K. R. McDonald, M. P. Trenerry, and G. L. Werren. 1993. A new species of *Uperoleia* (Anura: Leptodactylidae: Myobatrachinae) from northeastern Australia. *Memoirs of the Queensland Museum* 33: 167–174.
- De la Riva, I. 1993. A new species of *Scinax* (Anura, Hylidae) from Argentina and Bolivia. *Journal of Herpetology* 27: 41–46.
- De la Riva, I., R. Márquez and J. Bosch. 1996. Advertisement calls of four microhylid frogs from Bolivia (Amphibia, Anura). *The American Midland Naturalist* 136: 418–422.
- De la Riva, I. 1999. A new *Phyllomedusa* from southwestern Amazonia (Amphibia: Anura: Hylidae). *Revista Española de Herpetología* 13: 123–131.
- Dehling, J. M. 2008. A new treefrog (Anura: Rhacophoridae: *Rhacophorus*) from Gunung Mulu, Borneo. *Salamandra* 44: 193–205.
- Dehling, J. M., and T. U. Grafe. 2008. A new treefrog of the genus *Rhacophorus* (Anura: Rhacophoridae) from Brunei Darussalam (Borneo). *Salamandra* 44: 101–112.
- Dehling, J. M. 2012. An African glass frog: A new *Hyperolius* species (Anura: Hyperoliidae) from Nyungwe National Park, southern Rwanda. *Zootaxa* 3391: 52–64.
- Dias, I. R., D. Rödder, F. Weinsheimer, A. Kwet, and M. Solé. 2011. Description of the advertisement call of *Phasmahyla spectabilis* Cruz, Feio & Nascimento, 2008 (Anura: Phyllomedusinae) with comments on its distribution and reproduction. *Zootaxa* 2767: 59–64.
- Dias, P. H. dos S., F. S. F. dos S. Hepp, A. M. P. T. de Carvalho-e-Silva, and S. P. de Carvalho-e-Silva. 2013. Breeding biology and advertisement call of the horned leaf-frog, *Proceratophrys appendiculata*

(Amphibia: Anura: Odontophrynidae). *Zoologia. Sociedade Brasileira de Zoologia*. Curitiba 30: 388–396.

Díaz, L. M., and A. Fong-G. 2001. A new mottled frog of the genus *Eleutherodactylus* (Anura: Leptodactylidae) from eastern Cuba. *Solenodon: Revista Cubana de Taxonomía Zoológica* 1: 76–84.

Díaz, L. M., A. R. Estrada, and S. B. Hedges. 2001. A new riparial frog of the genus *Eleutherodactylus* (Anura: Leptodactylidae) from eastern Cuba. *Caribbean Journal of Science* 37: 63–71.

Díaz, L. M., A. Cádiz, and S. B. Hedges. 2003. A new grass frog from pine forests of western Cuba, and description of acoustic and pattern variation in *Eleutherodactylus varleyi* (Amphibia: Leptodactylidae). *Caribbean Journal of Science* 39: 176–188.

Díaz, L. M., A. Cádiz, and N. Navarro. 2007. A new rock dwelling frog of the genus *Eleutherodactylus* (Amphibia: Leptodactylidae) from eastern Cuba, with comments on other species with similar habits. *Zootaxa* 1435: 51–68.

Díaz, L.M. & Cádiz, A. 2008. Guia taxonomica de los anfibios de Cuba, Audio CD. Abc Taxa, vol 4, i-vi, 294 pp., Royal Belgian Institute of Natural Science, Brussels.

Díaz, L. M., S. B. Hedges, and M. Schmid. 2012. A new cryptic species of the genus *Eleutherodactylus* (Amphibia: Anura: Eleutherodactylidae) from Cuba. *Zootaxa* 3220: 44–60.

Díaz-Gutiérrez, N., F. Vargas-Salinas, M. Rivera-Correa, J. A. Rojas-Morales, S. Escobar-Lasso, J. A. Velasco, P. D. A. Gutiérrez-Cárdenas, and A. Amézquita. 2013. Description of the previously unknown advertisement call and tadpole of the Colombian endemic glassfrog *Centrolene savagei* (Anura: Centrolenidae). *Zootaxa* 3686: 289–296.

Djong, T. H., M. Matsui, M. Kuramoto, M. Nishioka, and M. Sumida. 2011. A new species of the *Fejervarya limnocharis* complex from Japan (Anura, Dicroglossidae). *Zoological Science* 28: 922–929.

Drummond, L. de O., D. Baêta, and M. R. S. Pires. 2007. A new species of *Scinax* (Anura, Hylidae) of the *S. ruber* clade from Minas Gerais, Brazil. *Zootaxa* 1612: 45–63.

Du Preez, L. H., and V. C. Carruthers. 2009. A Complete Guide to the Frogs of Southern Africa. Cape Town: Struik Nature.

Duellman, W. E. 1969. A new species of frog in the *Hyla parviceps* group from Ecuador. *Herpetologica* 25: 241–247.

Duellman, W. E. 1970. The hylid frogs of Middle America. 2 volumes. Monograph. *Museum of Natural History, University of Kansas*: 1–753.

Duellman, W. E. 1971. The identities of some Ecuadorian hylid frogs. *Herpetologica* 27: 212–227.

Duellman, W. E. 1972. A review of the neotropical frogs of the *Hyla bogotensis* group. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 11: 1–31.

Duellman, W. E. 1973. Descriptions of new hylid frogs from Colombia and Ecuador. *Herpetologica* 29: 219–227.

Duellman, W. E. 1974. A systematic review of the marsupial frogs (Hylidae: *Gastrotheca*) of the Andes of Ecuador. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 22: 1–27.

Duellman, W. E. 1978. New species of leptodactylid frogs of the genus *Eleutherodactylus* from the Cosñipata Valley, Perú. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 91: 418–430.

- Duellman, W. E. 1978b. Two new species of *Eleutherodactylus* (Anura: Leptodactylidae) from the Peruvian Andes. *Transactions of the Kansas Academy of Science* 81: 65–71.
- Duellman, W. E. 1978c. Three new species of *Eleutherodactylus* from Amazonian Perú (Amphibia: Anura: Leptodactylidae). *Herpetologica* 34: 264–270.
- Duellman, W. E. 1980. The identity of *Centrolenella grandisonae* Cochran and Goin (Anura: Centrolenidae). *Transactions of the Kansas Academy of Science* 83: 26–32.
- Duellman, W. E. 1997. Amphibians of La Escalera Region, southeastern Venezuela: Taxonomy, Ecology and Biogeography. Scientific Papers. Natural History Museum, University of Kansas 2: 1-52.
- Duellman, W. E. 2004. Frogs of the genus *Colostethus* (Anura: Dendrobatidae) in the Andes of northern Peru. Scientific Papers. Natural History Museum, University of Kansas 35: 1–49.
- Duellman, W. E., and R. I. Altig. 1978. New species of tree frogs (family Hylidae) from the Andes of Colombia and Ecuador. *Herpetologica* 34: 177–185.
- Duellman, W. E., and T. J. Berger. 1982. A new species of *Anaea* treefrog (Hylidae). *Herpetologica* 38: 456–460.
- Duellman, W. E. and R. A. Pyles. 1983. Acoustic resource partitioning in anuran communities. *Copeia* 1983: 639–649.
- Duellman, W. E., and D. M. Hillis. 1987. Marsupial frogs (Anura: Hylidae: *Gastrotheca*) of the Ecuadorian Andes: Resolution of taxonomic problems and phylogenetic relationships. *Herpetologica* 43: 141–173.
- Duellman, W. E., and J. D. Lynch. 1988. Anuran amphibians from the Cordillera de Cutucu, Ecuador. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 140: 125–142.
- Duellman, W. E., and L. Trueb. 1989. Two new treefrogs of the *Hyla parviceps* group from the Amazon Basin in southern Peru. *Herpetologica* 45: 1–10.
- Duellman, W. E., and D. M. Hillis. 1990. Systematics of the *Hyla larinopygion* group. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 134: 1–23.
- Duellman, W. E., and J. J. Wiens. 1992. The status of the hylid frog genus *Ololygon* and the recognition of *Scinax* Wagler, 1830. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 151: 1–23.
- Duellman, W. E., and J. J. Wiens. 1993. Hylid frogs of the genus *Scinax* Wagler, 1830, in Amazonian Ecuador and Peru. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 153: 1–57.
- Duellman, W. E., and L. A. Coloma. 1993. *Hyla staufferorum*, a new species of treefrog in the *Hyla larinopygion* group from the cloud forest of Ecuador. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 161: 1–11.
- Duellman, W. E., and R. Schulte. 1993. New species of centrolenid frogs from northern Peru. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 155: 1–33.
- Duellman, W. E., and J. R. Mendelson, III. 1995. Amphibians and reptiles from northern Departamento Loreto, Peru: Taxonomy and biogeography. *University of Kansas Science Bulletin* 55: 329–376.

- Duellman, W. E., I. De la Riva, and E. R. Wild. 1997. Frogs of the *Hyla armata* and *Hyla pulchella* group in the Andes of South America, with definitions and analyses of phylogenetic relationships of Andean group of *Hyla*. Scientific Papers. Natural History Museum, University of Kansas 3: 1–41.
- Elliott, L., C. Gerhardt, and C. Davidson. 2009. The frogs and toads of North America: A comprehensive guide to their identification, behavior and calls, Audio CD. Houghton Mifflin Harcourt, 344 pp., Boston, USA.
- Estrada, A. R., and S. B. Hedges. 1991. Nueva especie de *Eleutherodactylus* (Anura: Leptodactylidae) de la region oriental de Cuba. Caribbean Journal of Science 27: 139–145.
- Estrada, A. R., and S. B. Hedges. 1996a. At the lower size limit in tetrapods: a new diminutive frog from Cuba (Leptodactylidae: *Eleutherodactylus*). Copeia 1996: 852–859.
- Estrada, A. R., and S. B. Hedges. 1996b. A new frog of the *Eleutherodactylus* from eastern Cuba (Anura: Leptodactylidae). Herpetologica 52: 435–439.
- Estrada, A. R., and S. B. Hedges. 1997a. Nueva especie de *Eleutherodactylus* (Anura: Leptodactylidae) del Macizo Sagua-Baracoa, Cuba. Caribbean Journal of Science 33: 222–226.
- Estrada, A. R., and S. B. Hedges. 1997b. A new species of frog from the Meseta de Cabo Cruz, eastern Cuba (Leptodactylidae, *Eleutherodactylus*). Caribbean Journal of Science 33: 227–232.
- Estrada, A. R., and S. B. Hedges. 1998. Sistemática de las ranas ribereñas de Cuba (Leptodactylidae: *Eleutherodactylus*) con la descripción de una especie nueva. Caribbean Journal of Science 34: 218–230.
- Estrada, A. R., L. M. Díaz, and A. Rodriguez. 1998. Nueva especie de *Eleutherodactylus* (Anura: Leptodactylidae) del litoral norte de La Habana, Cuba. Revista Española de Herpetología 11: 19–29.
- Evans, B. J., T. F. Carter, M. L. Tobias, D. B. Kelley, R. Hanner, and R. C. Tinsley. 2008. A new species of clawed frog (genus *Xenopus*) from the Itombwe Massif, Democratic Republic of the Congo: implications for DNA barcodes and biodiversity conservation. Zootaxa 1780: 55–68.
- Evans, B. J., E. Greenbaum, C. Kusamba, T. F. Carter, M. L. Tobias, S. A. Mendel, and D. B. Kelley. 2011. Description of a new octoploid frog species (Anura: Pipidae: *Xenopus*) from the Democratic Republic of the Congo, with a discussion of the biogeography of African clawed frogs in the Albertine Rift. Journal of Zoology. London 283: 276–290.
- Evans, B. J., T. F. Carter, E. Greenbaum, V. Gvoždík, D. B. Kelley, P. J. McLaughlin, O. S. G. Pauwels, D. M. Portik, E. L. Stanley, R. C. Tinsley, M. L. Tobias, and D. C. Blackburn. 2015. Genetics, morphology, advertisement calls, and historical records distinguish six new polyploid species of African Clawed Frog (*Xenopus*, Pipidae) from West and Central Africa. PLoS (Public Library of Science) One 10(12): e0142823: 1–51.
- Faivovich, J., C. A. G. Cruz, and O. L. Peixoto. 2002. The identity of *Hyla ehrhardti* Müller, 1924 (Anura, Hylidae). Journal of Herpetology 36: 325–329.
- Faivovich, J., J. Moravec, D. F. Cisneros-Heredia, and J. Köhler. 2006. A new species of the *Hypsiboas benitezi* group from the western Amazon Basin (Amphibia: Anura: Hylidae). Herpetologica 62: 96–108.
- Faivovich, J., L. Lugli, A. C. C. Lourenço, and C. F. B. Haddad. 2009. A new species of the *Bokermannohyla martinsi* group from central Bahia, Brazil with comments on *Bokermannohyla* (Anura: Hylidae). Herpetologica 65: 303–310.
- Feinberg, J. A., C. E. Newman, G. Watkins-Colwell, M. D. Schlesinger, B. Zarate, B. R. Curry, H. B. Shaffer, and J. Burger. 2014. Cryptic diversity in Metropolis: confirmation of a new leopard frog species (Anura:

Ranidae) from New York City and surrounding Atlantic Coast regions. PLoS (Public Library of Science) One 9 (10: e108213): 1–15.

Fonseca, E. M. da, F. M. Lanna, A. C. Sant’Anna, E. A. Pereira, F. F. d. Santos, M. de O. Neves, and S. Mângia. 2012. The advertisement call of *Elachistocleis helianneae* Caramaschi, 2010 (Anura: Microhylidae). Zootaxa 3559: 58–60.

Forti, L. R., F. A. M. Martins, and J. Bertoluci. 2012. Advertisement call and geographical variation in call features of *Dendropsophus berthalutzae* (Anura: Hylidae) from the Atlantic Rainforest of southeastern Brazil. Zootaxa 3310: 66–68.

Fouquet, A., Q. Martinez, E. A. Courtois, M. Dewynter, K. Pineau, P. Gaucher, M. Blanc, C. Marty, and P. J. R. Kok. 2013. A new species of the genus *Pristimantis* (Amphibia, Craugastoridae) associated with the moderately elevated massifs of French Guiana. Zootaxa 3750: 569–586.

Gambale, P. G., L. Signorelli, and R. P. Bastos. 2014. Individual variation in the advertisement calls of a Neotropical treefrog (*Scinax constrictus*). Amphibia-Reptilia 35: 271–281.

Garcia, P. C. de A., J. Faivovich, and C. F. B. Haddad. 2007. Redescription of *Hypsiboas semiguttatus*, with the description of a new species of the *Hypsiboas pulchellus* group. Copeia 2007: 933–951.

Garey, M. V., T. R. N. Costa, A. M. X. de Lima, L. F. Toledo, and M. T. Hartmann. 2012. Advertisement call of *Scinax littoralis* and *S. angrensis* (Amphibia: Anura: Hylidae), with notes on the reproductive activity of *S. littoralis*. Acta Herpetologica. Firenze 7: 297–308.

Garg, S., G. Senevirathne, N. Wijayathilaka, S. Phuge, K. Deuti, K. Manamendra-Arachchi, M. Meegaskumbura, and S. D. Biju. 2018. An integrative taxonomic review of the South Asian microhylid genus *Uperodon*. Zootaxa 4384: 1–88.

Giaretta, A. A., and M. N. de C. Kokubum. 2003. A new species of *Pseudopaludicola* (Anura, Leptodactylidae) from northern Brazil. Zootaxa 383: 1–8.

Giaretta, A. A., and H. C. M. Costa. 2007. A redescription of *Leptodactylus jolyi* Sazima and Bokermann (Anura, Leptodactylidae) and the recognition of a new closely related species. Zootaxa 1608: 1–10.

Giaretta, A. A., and L. Martins. 2009. Notes on the call and behavior of *Arcovomer passarellii* (Anura: Microhylidae). Herpetology Notes 2: 91–93.

Giasson, L. O. M. and C. F. B. Haddad. 2006. Social interactions in *Hypsiboas albomarginatus* (Anura: Hylidae) and the significance of acoustic and visual signals. Journal of Herpetology 40: 171–180.

Glaw, F., and M. Vences. 1992. Zur Kenntnis der Gattungen *Boophis*, *Aglyptodactylus* und *Mantidactylus* (Amphibia: Anura) aus Madagaskar, mit Beschreibung einer neuen Art. Bonner Zoologische Beiträge 43: 45–77.

Glaw, F., and B. Thiesmeier. 1993. Bioakustische Differenzierung in der *Boophis luteus* Gruppe (Anura: Rhacophoridae), mit Beschreibung einer neuen Art und einer neuen Unterart. Salamandra 28: 258–269.

Glaw, F., and M. Vences. 1997. Neue Daten über die *Mantidactylus*-Untergattung *Spinomantis* (Anura: Ranidae: Mantellinae) aus Madagaskar, mit Beschreibung einer neuen Art. Salamandra 32: 243–258.

Glaw, F., and M. Vences. 1997. New species of the *Boophis tephraeomystax* group (Anura: Ranidae: Rhacophoridae) from arid western Madagascar. Copeia 1997: 572–578.

Glaw, F., M. Vences, and W. Böhme. 1998. Systematic revision of the genus *Aglyptodactylus* Boulenger, 1919 (Amphibia: Ranidae), and analysis of its phylogenetic relationships to other Madagascan ranid



genera (*Tomopterna*, *Boophis*, *Mantidactylus*, and *Mantella*). Zeitschrift für Zoologische Systematik und Evolutionsforschung 36: 17–37.

Glaw, F., and M. Vences. 1999. Resurrection and redescription of *Mantidactylus tricinctus* from eastern Madagascar. Journal of Herpetology 33: 639–647.

Glaw, F., and M. Vences. 2000. A new species of *Mantidactylus* from northeastern Madagascar with resurrection of *Mantidactylus blanci* (Guibe, 1974). Spixiana. München 23: 71–83.

Glaw, F., and M. Vences. 2001. Two new sibling species of *Mantidactylus cornutus* from Madagascar (Amphibia, Anura, Ranidae). Spixiana. München 24: 177–190.

Glaw, F., M. Vences, F. Andreone, and D. Vallan. 2001. Revision of the *Boophis majori* group (Amphibia: Mantellidae) from Madagascar, with descriptions of five new species. Zoological Journal of the Linnean Society 133: 495–529.

Glaw, F., and M. Vences. 2002. A new cryptic treefrog species of the *Boophis luteus* group from Madagascar: bioacoustic and genetic evidence. Spixiana. München 25: 173–181.

Glaw, F., and M. Vences. 2002b. A new cryptic frog species of the *Mantidactylus boulengeri* group with a divergent vocal sac structure. Amphibia-Reptilia 23: 293–304.

Glaw, F., and M. Vences. 2002c. A new species of *Mantidactylus* (Anura: Mantellidae) from Andasibe in eastern Madagascar. Journal of Herpetology 36: 372–378.

Glaw, F., and M. Vences. 2005. A new arboreal microhylid frog of the genus *Anodonthyla* from south-eastern Madagascar. Spixiana. München 28: 181–189.

Glaw, F., and M. Vences. 2006. Phylogeny and genus-level classification of mantellid frogs (Amphibia, Anura). Organisms, Diversity & Evolution 6: 236–253.

Glaw, F., and M. Vences. 2007. *A Field Guide to the Amphibians and Reptiles of Madagascar*. Third edition. Cologne: Vences & Glaw Verlag, 495pp.

Glaw, F., J. Köhler, and M. Vences. 2010. A new fossorial frog, genus *Rhombophryne*, from Nosy Mangabe Special Reserve, Madagascar. Zoosystematics and Evolution. Mitteilungen aus dem Museum für Naturkunde in Berlin 86: 235–243.

Glos, J. 2003. The amphibian fauna of the Kirindy dry forest in western Madagascar. Salamandra 39: 75–90.

Glos, J., F. Glaw, and M. Vences. 2005. A new species of *Scaphiophryne* from western Madagascar. Copeia 2005: 252–261.

Godinho, L. B., M. R. d. Moura, J. V. A. de Lacerda, and R. N. Feio. 2013. A new species of *Proceratophrys* (Anura: Odontophrynidae) from the middle São Francisco River, southeastern Brazil. Salamandra 49: 63–73.

Grandison, A. G. C. 1980. A new genus of toad (Anura: Bufonidae) from the Republic of South Africa with remarks on its relationships. Bulletin of the British Museum (Natural History). Zoology 39: 293–298.

Grossenbacher K. 2012. Handbuch der Reptilien und Amphibien Europas: Bd.5/1 Froschlurche (Anura) I (Alytidae, Bombinatoridae, Pelodytidae, Pelobatidae).

- Guayasamin, J. M., and E. Bonaccorso. 2004. A new species of Glass Frog (Centrolenidae: *Cochranella*) from the lowlands of northwestern Ecuador, with comments on the *Cochranella granulosa* group. *Herpetologica* 60: 485–494.
- Guayasamin, J. M., D. F. Cisneros-Heredia, and S. Castroviejo-Fisher. 2008. Taxonomic identity of *Cochranella petersi* Goin, 1961 and *Centrolenella ametarsia* Flores, 1987. *Zootaxa* 1815: 25–34.
- Guayasamin, J. M., and A. F. Arteaga-Navarro. 2013. A new species of the *Pristimantis orestes* group (Amphibia: Strabomantidae) from the high Andes of Ecuador, Reserva Mazar. *Zootaxa* 3616: 345–356.
- Guayasamin, J. M., D. F. Cisneros-Heredia, R. J. Maynard, R. L. Lynch, J. Culebras, and P. S. Hamilton. 2017. A marvelous new glassfrog (Centrolenidae, *Hyalinobatrachium*) from Amazonian Ecuador. *ZooKeys* 673: 1–20.
- Guibé, J. 1974. Batraciens nouveaux de Madagascar. *Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle. Paris. Serie 3, Zoologie* 171: 1169–1192.
- Guimarães, C. da S., S. Luz, P. C. Rocha, and R. N. Feio. 2017. The dark side of pumpkin toadlet: a new species of *Brachycephalus* (Anura: Brachycephalidae) from Serra do Brigadeiro, southeastern Brazil. *Zootaxa* 4258: 327–344.
- Günther, R. 2003. Three new species of the genus *Oreophryne* from western Papua, Indonesia (Amphibia, Anura, Microhylidae). *Spixiana. München* 26: 175–191.
- Günther, R. 2008. Two new hylid frogs (Anura: Hylidae: *Litoria*) from western New Guinea. *Vertebrate Zoology. Museum für Tierkunde, Dresden* 58: 103–112.
- Günther, R. 2010. Another new *Cophixalus* species (Amphibia: Anura: Microhylidae) from western New Guinea. *Bonn Zoological Bulletin* 57: 231–240.
- Günther, R., S. J. Richards, B. Tjaturadi, and D. T. Iskandar. 2009. A new species of the microhylid frog genus *Oreophryne* from the Mamberamo Basin of northern Papua Province, Indonesian New Guinea. *Vertebrate Zoology. Museum für Tierkunde, Dresden* 59: 147–155.
- Günther, R., B. Stelbrink, and T. von Rintelen. 2012. Three new species of *Callulops* (Anura: Microhylidae) from western New Guinea. *Vertebrate Zoology. Dresden* 62: 407–423.
- Günther, R., and S. J. Richards. 2017. Three new species of the microhylid frog genus *Choerophryne* (Amphibia, Anura, Microhylidae) from Papua New Guinea. *Zoosystematics and Evolution. Museum für Naturkunde, Berlin* 93: 265–279.
- Gururaja, K. V., K. P. Dinesh, M. J. Palot, C. Radhakrishnan, and T. V. Ramachandra. 2007. A new species of *Philautus* Gistel (Amphibia: Anura: Rhacophoridae) from southern Western Ghats, India. *Zootaxa* 1621: 1–16.
- Gururaja, K. V., K. P. Dinesh, H. Priti, and G. Ravikanth. 2014. Mud-packing frog: A novel breeding behaviour and parental care in a stream dwelling new species of *Nyctibatrachus* (Amphibia, Anura, Nyctibatrachidae). *Zootaxa* 3796: 33–61.
- Haddad, C. F. B., and M. Martins. 1994. Four species of Brazilian poison frogs related to *Epipedobates pictus* (Dendrobatidae): Taxonomy and natural history. *Herpetologica* 50: 282–295.
- Haddad, C. F. B. & Sawaya, R. J. 2000. Reproductive Modes of Atlantic Forest Hylid Frogs: A General Overview and the Description of a New Mode. *Biotropica* 32: 862–871.

- Haddad, C. F. B., and I. Sazima. 2004. A new species of *Physalaemus* (Amphibia; Leptodactylidae) from the Atlantic forest in southeastern Brazil. *Zootaxa* 479: 1–12.
- Haddad, C. F. B., J. Faivovich, and P. C. A. Garcia. 2005. The specialized reproductive mode of the treefrog *Aplastodiscus perviridis* (Anura: Hylidae). *Amphibia-Reptilia* 26: 87–92.
- Haddad et al. 2013; Guide to Amphibians of the Atlantic forest: Diversity and Biology. Anolis Books, New York, USA, 544pp.
- Harvey M. B. 1996. A new species of glass frog (Anura: Centrolenidae: *Cochranella*) from Boliva, and the taxonomic status of *Cochranella flavidigitata*. *Herpetologica* 52: 427–435.
- Harvey, M. B., and M. B. Keck. 1995. A new species of *Ischnocnema* (Anura: Leptodactylidae) from high elevations in the Andes of central Bolivia. *Herpetologica* 51: 56–66.
- Harvey, M. B., A. J. Pemberton, and E. N. Smith. 2002. New and poorly known parachuting frogs (Rhacophoridae: *Rhacophorus*) from Sumatra and Java. *Herpetological Monographs* 16: 46–92.
- Hasan, M. K., M. Kuramoto, M. M. Islam, M. S. Alam, M. M. R. Khan, and M. Sumida. 2012. A new species of genus *Hoplobatrachus* (Anura, Dicroglossidae) from the coastal belt of Bangladesh. *Zootaxa* 3312: 45–48.
- Hedges, S. B., A. R. Estrada, and R. Thomas. 1992. Three new species of *Eleutherodactylus* from eastern Cuba, with notes on vocalizations of other species (Anura: Leptodactylidae). *Herpetological Monographs* 6: 68–83.
- Hedges, S. B., W. E. Duellman, and M. P. Heinicke. 2008. New World direct-developing frogs (Anura: Terrarana): molecular phylogeny, classification, biogeography, and conservation. *Zootaxa* 1737: 1–182.
- Hepp, F. S. F. dos S., C. de Luna-Dias, Neto, L. P. Gonzaga, and S. P. de Carvalho-e-Silva. 2012. Redescription of the advertisement call of *Dendropsophus seniculus* (Cope, 1868) and the consequences for the acoustic traits of the *Dendropsophus marmoratus* species group (Amphibia: Anura: Dendropsophini). *South American Journal of Herpetology* 7: 165–171.
- Hepp, F. S. F. dos S., and C. Canedo. 2013. Advertisement and aggressive calls of *Ischnocnema oea* (Heyer, 1984) (Anura, Brachycephalidae). *Zootaxa* 3710: 197–199.
- Hertz, A., F. Hauenschild, S. Lotzkat, and G. Köhler. 2012. A new golden frog species of the genus *Diasporus* (Amphibia, Eleutherodactylidae) from the Cordillera Central, western Panama. *ZooKeys* 196: 23–46.
- Heyer, W. R. 1978. Systematics of the *fuscus* group of the frog genus *Leptodactylus* (Amphibia, Leptodactylidae). *Science Bulletin. Natural History Museum of Los Angeles County* 29: 1–85.
- Heyer, W. R., A. S. Rand, C. A. G. Cruz, O. L. Peixoto, and C. E. Nelson. 1990. Frogs of Boracéia. *Arquivos de Zoologia. São Paulo* 31: 231–410.
- Heyer, W. R., J. M. García-Lopez, and A. J. Cardoso. 1996. Advertisement call variation in the *Leptodactylus mystaceus* species complex (Amphibia: Leptodactylidae) with a description of a new sibling species. *Amphibia-Reptilia* 17: 7–31.
- Höbel, G. 2000. Reproductive ecology of *Hyla Rosenbergi* in Costa Rica. *Herpetologica* 56: 446–454.
- Hödl, W. 1977. Call differences and calling site segregation in anuran species from central Amazonian floating meadows. *Oecologia* 28: 351–363.

- Hoskin Conrad J. 2004 Australian microhylid frogs (*Cophixalus* and *Austrochaperina*): phylogeny, taxonomy, calls, distributions and breeding biology. *Australian Journal of Zoology* 52: 237–269.
- Hoskin, C. J. 2007. Description, biology and conservation of a new species of Australian tree frog (Amphibia: Anura: Hylidae: *Litoria*) and an assessment of the remaining populations of *Litoria genimaculata* Horst, 1883: systematic and conservation implications of an unusual speciation event. *Biological Journal of the Linnean Society*. London 91: 549–563.
- Hoskin, C. J., and K. Aland. 2011. Two new frog species (Microhylidae: *Cophixalus*) from boulder habitats on Cape York Peninsula, north-east Australia. *Zootaxa* 3027: 39–51.
- Howlader, M. S. A. 2011. A new species of *Fejervarya* (Anura: Dicroglossidae) from Bangladesh. *Zootaxa* 2761: 41–50.
- Hutter, C. R., and J. M. Guayasamin. 2012. A new cryptic species of glassfrog (Centrolenidae: *Nymphargus*) from Reserva Las Gralarias Ecuador. *Zootaxa* 3257: 1–21.
- Iannella, A., S. J. Richards, and P. M. Oliver. 2014. A new species of *Choerophryne* (Anura, Microhylidae) from the central cordillera of Papua New Guinea. *Zootaxa* 3753: 483–493.
- Ibáñez D. R., and E. M. Smith. 1995. Systematic status of *Colostethus flator* and *C. nubicola* (Anura: Dendrobatidae) in Panama. *Copeia* 1995: 446–456.
- Ibáñez, R. D., Rand, S., Ryan, M.J. & Jaramillo, C.A.A. 1999. Vocalizaciones de ranas y sapos del Monumento Natural Barro Colorado, Parque Nacional Soberanía y áreas adyacentes, Audio CD. Sony Music Entertainment. Costa Rica.
- Ibáñez D., R., C. A. Jaramillo, and F. A. Solís. 2012. Description of the advertisement call of a species without vocal sac: *Craugastor gollmeri* (Amphibia: Craugastoridae). *Zootaxa* 3184: 67–68.
- Ibáñez D. R., E. J. Griffith, K. R. Lips, and A. J. Crawford. 2017. Altitudinal distribution and advertisement call of *Colostethus latinasus* (Amphibia: Dendrobatidae), endemic species from eastern Panama and type species of *Colostethus*, with a molecular assessment of similar sympatric species. *Zootaxa* 4254: 90–101.
- Inger, R. F. 1954. Systematics and zoogeography of Philippine Amphibia. *Fieldiana. Zoology* 33: 183–531.
- Inger, R. F. 1966. The systematics and zoogeography of the Amphibia of Borneo. *Fieldiana. Zoology* 52: 1–402.
- Inger, R. F., H. B. Shaffer, M. Koshy, and R. Bakde. 1984. A report on a collection of amphibians and reptiles from the Ponmudi, Kerala, South India. *Journal of the Bombay Natural History Society* 81: 406–427.
- Inger, R. F., N. L. Orlov, and I. S. Darevsky. 1999. Frogs of Vietnam: A report on new collections. *Fieldiana. Zoology. New Series* 92: 1–46.
- Inger, R. F., B. L. Stuart, and D. T. Iskandar. 2009. Systematics of a widespread Southeast Asian frog, *Rana chalconota* (Amphibia: Anura: Ranidae). *Zoological Journal of the Linnean Society* 155: 123–147.
- Ingram, G. J., and C. J. Corben. 1994. Two new species of broodfrogs (*Pseudophryne*) from Queensland. *Memoirs of the Queensland Museum* 37: 267–272.
- Josh, S. H., M. S. Alam, A. Kurabayashi, M. Sumida, and M. Kuramoto. 2009. Two new species of the genus *Euphlyctis* (Anura, Ranidae) from southwestern India, revealed by molecular and morphological comparisons. *Alytes. Paris* 26: 97–116.

- Juncá, F. A., D. L. Röhr, R. Lourenço-de-Moraes, F. J. M. Santos, A. dos S. Protázio, E. de A. Mercês, and M. Solé. 2012. Advertisement call of species of the genus *Frostius* Cannatella 1986 (Anura: Bufonidae). *Acta Herpetologica*. Firenze 7: 189–201.
- Juncá, F. A., M. F. Napoli, J. Cedraz, and I. Nunes. 2012. Acoustic characteristics of the advertisement and territorial calls of *Phyllodytes tuberculosus* Bokermann, 1966 (Amphibia: Anura: Hylidae). *Zootaxa* 3506: 87–88.
- Jungfer, K.-H., and L. C. Schiesari. 1995. Description of a central Amazonian and Guianan tree frog, genus *Osteocephalus* (Anura, Hylidae), with oophagous tadpoles. *Alytes*. Paris 13: 1–13.
- Jungfer, K.-H., S. Lötters, and D. Jörgens. 2000. Der kleinste Pfeilgiftfrosch—eine neue *Dendrobates*-Art aus West-Panama. *Herpetofauna*. Weinstadt 22: 11–18.
- Jungfer, K.-H., S. R. Ron, R. Seipp, and A. Almendáriz C. 2000. Two new species of hylid frogs, genus *Osteocephalus*, from Amazonian Ecuador. *Amphibia-Reptilia* 21: 327–340.
- Jungfer, K.-H., and W. Hödl. 2002. A new species of *Osteocephalus* from Ecuador and a redescription of *O. lepieurii* (Duméril & Bibron, 1841) (Anura: Hylidae). *Amphibia-Reptilia* 23: 21–46.
- Kaeffer, I. L., L. K. Erdtmann, and A. P. Lima. 2011. The advertisement call of *Physalaemus ephippifer* (Anura: Leiuperidae) from Brazilian Amazonia. *Zootaxa* 2929: 57–58.
- Kanamadi, R.D., Schneider, H., Hiremath, C.R. & Jirankali, C.S. 1993. Vocalization of the tree frog *Polypedates maculatus* (Rhacophoridae). *Journal of Bioscience*. 18: 239–245.
- Khawiwada, J. R., G. S. Shu, S. H. Wang, A. Thapa, B. Wang, and J.-p. Jiang. 2017. A new species of the genus *Microhyla* (Anura: Microhylidae) from Eastern Nepal. *Zootaxa* 4254: 221–239.
- Kizirian, D., L. A. Coloma, and A. Paredes-Recalde. 2003. A new treefrog (Hylidae: *Hyla*) from southern Ecuador and a description of its antipredator behavior. *Herpetologica* 59: 339–349.
- Kneller, M., and K. Henle. 1985. Ein neuer Blattsteiger-Frosch (Salientia: Dendrobatidae: *Phyllobates*) aus Peru. *Salamandra* 21: 62–69.
- Kobel, H. R., L. du Pasquier, M. Fischberg, and H. Gloor. 1980. *Xenopus amietii* sp. nov. (Anura: Pipidae) from the Cameroons, another case of tetraploidy. *Revue Suisse de Zoologie* 87: 919–926.
- Köhler, J. 2000a. Amphibian diversity in Bolivia: a study with special reference to montane forest regions. *Bonner Zoologische Monographien* 48: 1–243.
- Köhler, J. 2000b. A new species of *Phyllonastes* Heyer from the Chapare region of Bolivia, with notes on *Phyllonastes carrascoicola*. *Spixiana*. München 23: 47–53.
- Köhler, J. 2000c. Amphibian diversity in Bolivia: a study with special reference to montane forest regions. *Bonner Zoologische Monographien* 48: 1–243.
- Köhler, J. 2000d. New species of *Eleutherodactylus* (Anura: Leptodactylidae) from cloud forest of Bolivia. *Copeia* 2000: 516–520.
- Köhler, J., and K.-H. Jungfer. 1995. Eine neue Art und ein Erstnachweis von Fröschen der Gattung *Eleutherodactylus* aus Bolivien. *Salamandra* 31: 149–156.
- Köhler, J., and S. Lötters. 1999. New species of the *Eleutherodactylus unistrigatus* group (Amphibia: Anura: Leptodactylidae) from montane rain forest of Bolivia. *Copeia* 1999: 422–427.

- Köhler, J., and W. Böhme. 1996. Anuran amphibians from the region of Pre-Cambrian rock outcrops (inselbergs) in northeastern Bolivia, with a note on the gender of *Scinax* Wagler, 1830 (Hylidae). *Revue Française d'Aquariologie, Herpétologie* 23: 133–140.
- Köhler, J., V. R. Morales, S. Lötters, S. Reichle, and J. Aparicio. 1998. A new green species of frog, genus *Eleutherodactylus*, from Bolivia and Peru (Amphibia, Anura, Leptodactylidae). *Studies on Neotropical Fauna and Environment*. Amsterdam 33: 93–99.
- Köhler, J., and S. Lötters. 2001. Description of a small tree frog, genus *Hyla* (Anura: Hylidae), from humid Andean slopes of Bolivia. *Salamandra* 37: 175–184.
- Köhler, J., and S. Lötters. 2001b. A new species of minute *Hyla* from the southwestern Amazon Basin (Amphibia, Anura, Hylidae). *Studies on Neotropical Fauna and Environment*. Amsterdam 36: 105–112.
- Köhler, J., Scheelke, K., Schick, S., Veith, M. & Lötters, S. 2005. Contribution to the taxonomy of hyperoliid frogs (Amphibia: Anura: Hyperoliidae): advertisement calls of twelve species from East and Central Africa. *African Zoology* 40: 127–142.
- Köhler, J., F. Glaw, and M. Vences. 2008. A new green treefrog, genus *Boophis* Tschudi 1838 (Anura Mantellidae), from arid western Madagascar: phylogenetic relationships and biogeographic implications. *Tropical Zoology*. Firenze 20: 215–227.
- Kok, P. J. R., and M. Kalamandeen. 2008. Introduction to the Taxonomy of the Amphibians of Kaieteur National Park, Guyana. *Abc Taxa: A Series of Manuals Dedicated to Capacity Building in Taxonomy and Collection Management*, volume 5. Brussels, Belgium: Belgian Development Corporation.
- Kraus, F. 2011. At the lower size limit for tetrapods, two new species of the miniaturized frog genus *Paedophryne* (Anura, Microhylidae). *ZooKeys* 154: 71–88.
- Kraus, F. 2012. Identity of *Nyctimystes cheesmani* (Anura: Hylidae), with description of two new related species. *Zootaxa* 3493: 1–26.
- Kraus, F., and A. Allison. 2009. New microhylid frogs from the Muller Range, Papua New Guinea. *ZooKeys* 26: 53–76.
- Kubicki, B. 2006. Rediscovery of the Green-striped Glass Frog *Hyalinobatrachium talamancae* (Anura: Centrolenidae) in Costa Rica. *Brenesia*. San José, Costa Rica 66: 25–30.
- Kubicki, B., S. Salazar, and R. Puschendorf. 2015. A new species of glassfrog, genus *Hyalinobatrachium* (Anura: Centrolenidae), from the Caribbean foothills of Costa Rica. *Zootaxa* 3920: 69–84.
- Kuramoto, M., and C.-s. Wang. 1987. A new rhacophorid treefrog from Taiwan, with comparisons to *Chirixalus eiffingeri* (Anura, Rhacophoridae). *Copeia* 1987: 931–942.
- Kuramoto, M., S. H. Joshy, A. Kurabayashi, and M. Sumida. 2008. The genus *Fejervarya* (Anura: Ranidae) in central Western Ghats, India, with descriptions of four new cryptic species. *Current Herpetology*. Kyoto 26: 81–105.
- Kurth, M., D. Hörnes, S. Esser, and D. Rödder. 2013. Notes on the acoustic repertoire of *Melanophryniscus klappenbachi* Prigioni & Langone, 2000. *Zootaxa* 3626: 597–600.
- Kwet, A., and R. Márquez. 2010. Sound guide of the calls of frogs and toads from southern Brazil and Uruguay, Audio CD. *Alosa, sons de la natura*, Barcelona, Spain.
- Kwet, A. 2000. The genus *Pseudis* (Anura: Pseudidae) in Rio Grande do Sul, southern Brazil, with description of a new species. *Amphibia-Reptilia* 21: 39–55.

- Kwet, A. 2001. Frösche im brasilianischen Araukarienwald *Natur und Tier-Verlag*, 220 pp., Münster, Germany
- Kwet, A. 2001b. South Brazilian treefrogs of the genus *Scinax* and remarks on the gender of the genus name and the taxonomic status of *Hyla granulata* Peters, 1871. *Salamandra* 37: 211–238.
- Kwet, A., and M. Di-Bernardo. 1998. *Elachistocleis erythrogaster*, a new microhylid species from Rio Grande do Sul, Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*. Amsterdam 33: 7–18.
- Kwet, A., and J. Faivovich. 2001. *Proceratophrys bigibbosa* species group (Anura: Leptodactylidae), with description of a new species. *Copeia* 2001: 203–215.
- Kwet, A., and M. Solé. 2008. A new species of *Trachycephalus* (Anura: Hylidae) from the Atlantic Rain Forest in southern Brazil. *Zootaxa* 1947: 53–67.
- Kwet, A., J. Steiner, and A. Zillikens. 2009. A new species of *Adenomera* (Amphibia: Anura: Leptodactylidae) from the Atlantic rain forest in Santa Catarina, southern Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*. Amsterdam 44: 93–107.
- Lacerda, J. V. A. de, O. L. Peixoto, and R. N. Feio. 2012. A new species of the bromeligenous *Scinax perpusillus* group (Anura; Hylidae) from Serra do Brigadeiro, state of Minas Gerais, southeastern Brazil. *Zootaxa* 3271: 31–42.
- Lavilla, E. O., M. Vaira, and L. Ferrari. 2003. A new species of *Elachistocleis* (Anura: Microhylidae) from the Andean Yungas of Argentina, with comments on the *Elachistocleis ovalis*–*E. bicolor* controversy. *Amphibia-Reptilia* 24: 269–284.
- Lehr, E., and L. A. Coloma. 2008. A minute new Ecuadorian Andean frog (Anura: Strabomantidae, *Pristimantis*). *Herpetologica* 64: 354–367.
- Leite, F. S. F., T. L. Pezzuti, and P. C. de A. Garcia. 2012. A new species fo the *Bokermanohyla pseudopseudis* group from the Espinhaço Range, central Bahia, Brazil (Anura: Hylidae). *Herpetologica* 68: 401–409.
- Lemmon, E. M., A. R. Lemmon, J. T. Collins, and D. C. Cannatella. 2008. A new North American chorus frog species (Amphibia: Hylidae: *Pseudacris*) from the south-central United States. *Zootaxa* 1675: 1–30.
- Liao, W. B., and X. Lu. 2010. Breeding behaviour of the Omei tree frog *Rhacophorus omeimontis* (Anura: Rachophoridae) in a subtropical montane region. *Journal of Natural History* 44: 47–48.
- Liem, D. S. S., and W. Hosmer. 1973. Frogs of the genus *Taudactylus* with description of two new species (Anura: Leptodactylidae). *Memoirs of the Queensland Museum* 16: 435–457.
- Liem, D. S. S. 1974. A new species of the *Litoria bicolor* species group from southeast Queensland, Australia (Anura: Hylidae). *Memoirs of the Queensland Museum* 17: 169–174.
- Lima, A.P., W.E. Magnusson, M. Menin, L.K. Erdtmann, D.J. Rodrigues, C. Keller, and W. Hödl. 2008. Guia de sapos da Reserva Adolpho Ducke: Amazônia central, <http://ppbio.inpa.gov.br/guias>. Attema Design Editorial Ltda, 177 pp., Manaus, Brazil.
- Lima, L. P., R. P. Bastos, and A. A. Giaretta. 2005. A new *Scinax* Wagler, 1830 of the *S. rostratus* group from central Brazil (Amphibia, Anura, Hylidae). *Arquivos do Museu Nacional*. Rio de Janeiro 62: 505–512.

- Lima, A.P., L.K. Erdtmann, and A. Amézquita. 2012. Advertisement call and colour in life of *Allobates crombiei* (Morales) "2000" [2000] (Anura: Aromobatidae) from type locality (Cachoeira do Espelho), Xingu River, Brazil. *Zootaxa* 3475: 86–88.
- Lingnau, R., and R. P. Bastos. 2007. Vocalization of the Brazilian torrent frog *Hylodes heyeri* (Anura: Hylodidae): Repertoire and influence of air temperature on advertisement call variation. *Journal of Natural History* 41: 1227–1235.
- Liu, C. C. 1935. Types of vocal sac in the Salentia. *Proceedings of the Boston Society of Natural History* 41: 19–40.
- Liu, C.-c. 1950. Amphibians of western China. *Fieldiana Zoology Memoires* 2: 1–397.
- Loumont, C. 1983. Deux especes nouvelles de *Xenopus* du Cameroon (Amphibia, Pipidae). *Revue Suisse de Zoologie* 90: 169–177.
- Lourenço-de-Moraes, R., M. Solé, and L. F. Toledo. 2012. A new species of *Adelophryne* Hoogmoed and Lescure 1984 (Amphibia: Anura: Eleutherodactylidae) from the Atlantic rainforest of southern Bahia, Brazil. *Zootaxa* 3441: 59–68.
- Lourenço-de-Moraes, R., A. S. F. Lantyer-Silva, L. F. Toledo, and M. Solé. 2013. Tadpole, oophagy, advertisement call, and geographic distribution of *Aparasphenodon arapapa* Pimenta, Napoli and Haddad 2009 (Anura, Hylidae). *Journal of Herpetology* 47: 575–579.
- Lue, K.-Y., J.-S. Lai, and S.-L. Chen. 1994. A new species of *Rhacophorus* (Anura: Rhacophoridae) from Taiwan. *Herpetologica* 50: 303–308.
- Lue, K.-Y., J.-S. Lai, and S.-L. Chen. 1995. A new species of *Rhacophorus* (Anura: Rhacophoridae) from Taiwan. *Journal of Herpetology* 29: 338–345.
- Lutz, B., and W. C. A. Bokermann. 1963. A new tree frog from Santa Catarina, Brazil. *Copeia* 1963: 558–561.
- Lutz, B. 1968. New Brazilian forms of *Hyla*. Pearce-Sellards Series. Texas Memorial Museum. Austin 10: 3–18.
- Lynch, J. D. 1974. New species of frogs (Leptodactylidae: *Eleutherodactylus*) from the Amazonian lowlands of Ecuador. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 31: 1–22.
- Lynch, J. D. 1975. A review of the Andean leptodactylid frog genus *Phrynopus*. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 35: 1–51.
- Lynch, J. D. 1976. Three new leptodactylid frogs (genus *Eleutherodactylus*) from the Andean slopes of Colombia and Ecuador. *Herpetologica* 32: 310–317.
- Lynch, J. D. 1981. Leptodactylid frogs of the genus *Eleutherodactylus* in the Andes of northern Ecuador and adjacent Colombia. *Miscellaneous Publication. Museum of Natural History, University of Kansas* 72: 1–46.
- Lynch, J. D. 1991. New diminutive *Eleutherodactylus* from the Cordillera Central of Colombia (Amphibia: Leptodactylidae). *Journal of Herpetology* 25: 344–352.
- Lynch, J. D., and W. E. Duellman. 1973. A review of the centrolenid frogs of Ecuador, with descriptions of new species. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 16: 1–66.



- Lynch, J. D., and W. E. Duellman. 1980. The *Eleutherodactylus* of the Amazonian slopes of the Ecuadorian Andes (Anura: Leptodactylidae). Miscellaneous Publication. Museum of Natural History, University of Kansas 69: 1–86.
- Lynch, J. D., and C. W. Myers. 1983. Frogs of the *fitzingeri* group of *Eleutherodactylus* in eastern Panama and Chocóan South America (Leptodactylidae). Bulletin of the American Museum of Natural History 175: 481–572.
- Lynch, J. D., and W. E. Duellman. 1997. Frogs of the genus *Eleutherodactylus* in western Ecuador. Systematics, ecology, and biogeography. Special Publication. Natural History Museum, University of Kansas 23: 1–236.
- Lynch, R. L., S. Kohn, F. Ayala-Varela, P. S. Hamilton, and S. R. Ron. 2014. Rediscovery of *Andinophryne olallai* Hoogmoed, 1985 (Anura, Bufonidae), an enigmatic and endangered Andean toad. Amphibian and Reptile Conservation 9(1)(Special Section): 1–7.
- Maffei F., and F. Ubaid. 2014 Amphibians of Rio Claro Farm, Lençóis Paulista, São Paulo, Brazil. Canal6, 146pp.,
- Magalhães, F. de M., D. Loebmann, M. N. de C. Kokubum, C. F. B. Haddad, and A. A. Garda. 2014. A new species of *Pseudopaludicola* (Anura: Leptodactylidae: Leiuperinae) from northeastern Brazil. Herpetologica 70: 77–88.
- Magrini, L., S. P. de Carvalho-e-Silva, A. F. Béda, and A. A. Giaretta. 2011. Calls of five species of the *Scinax ruber* (Anura: Hylidae) clade from Brazil with comments on their taxonomy. Zootaxa 3066: 37–51.
- Malkmus, R., and K. Riede. 1996. Die Baumfrösche der Gattung *Philautus* vom Mount Kinabalu—Teil I: Überblick und die *aurifasciatus*-Gruppe mit Beschreibung einer neuen Art (*Philautus saueri* n. sp.). Sauria. Berlin 18: 27–37.
- Malkmus, R., U. Manthey, G. Vogel, P. Hoffmann and J. Kosuch. 2002. Amphibians and reptiles of Mount Kinabalu (north Borneo). A.R.G. Gantner Verlag Kommanditgesellschaft, FL 9491 Ruggell, pp 424.
- Manamendra-Arachchi, K., and R. Pethiyagoda. 2005. The Sri Lankan shrub-frogs of the genus *Philautus* Gistel, 1848 (Ranidae: Rhacophorinae), with description of 27 new species. Contributions to Biodiversity Exploration and Research in Sri Lanka. Raffles Bulletin of Zoology, Supplement 12: 163–303.
- Mângia, S., E. T. da Silva, A. C. Sant’Anna, and D. J. Santana. 2011. Amphibia, Anura, Brachycephalidae, *Ischnocnema oea* (Heyer, 1984): Distribution extension, new state record and geographic distribution map. Check List. A Journal of Species Lists and Distribution 7: 164–165.
- Manthey, U., and W. Grossmann. 1997. Amphibien & Reptilien Südasiens. Natur und Tier Verlag, Münster, Deutschland, 512pp.
- De la Riva, I., R. Márquez, J. Bosch, and E. Matheu. 2002. Guía sonora de las ranas y sapos de Bolivia, Audio CD. Alosa, sons de la natura, Barcelona, Spain.
- Martins, I.A., and J. Jim. 2003. Bioacoustic analysis of advertisement call in *Hyla nana* and *Hyla sanborni* (Anura, Hylidae) in Botucatu, São Paulo, Brazil. Brazilian Journal of Biology 63: 507–516.
- Martins, L. B., and A. A. Giaretta. 2011. A new species of *Proceratophrys* Miranda-Ribeiro (Amphibia: Anura: Cycloramphidae) from central Brazil. Zootaxa 2880: 41–50.

- Martins, L. B., and A. A. Giaretta. 2013. Morphological and acoustic characterization of *Proceratophrys goyana* (Lissamphibia: Anura: Odontophrynidae), with the description of a sympatric and related new species. *Zootaxa* 3750: 301–320.
- Marty, C., and P. Gaucher. 2002. Guide sonore des amphibiens anoures de Guyane, Audio CD. Ceba (Centre Bioacoustique Alpin), Mens, France.
- Masó, A., and M. Pijoan. 2011. Nuevas guías de campo anfibios y reptiles de la península Ibérica, Baleares y Canarias, Audio CD. Ediciones Omega, 848 pp., Barcelona, Spain.
- Matsui, M., and G-F. Wu. 1994. Acoustic characteristics of treefrogs from Sichuan, China, with comments on systematic relationship of *Polypedates* and *Rhacophorus* (Anura, Rhacophoridae). *Zoological Science* 11: 485–490.
- Matsui, M. 1995. Calls produced by a “voiceless” frog, *Rana blythi* Boulenger 1920, from Peninsular Malaysia (Amphibia, Anura). *Tropical Zoology* 8: 325–331.
- Matsui, M. 2009. A New Species of *Philautus* (Amphibia, Anura, Rhacophoridae) from the Lowland of Sarawak, Western Borneo. *Zoological Science Tokyo* 26: 437–442.
- Matsui, M. 2014. Description of a new Brown Frog from Tsushima Island, Japaan (Anura: Ranidae: *Rana*). *Zoological Science Tokyo* 31: 613–620.
- Matsui, M., K. Nishikawa, D. M. Belabut, N. Ahmad, and H.-S. Yong. 2012. A new species of *Kalophrynus* (Amphibia, Anura, Microhylidae) from southern Peninsular Malaysia. *Zootaxa* 3155: 38–46.
- McDonald, K. R. 1997. A new stream-dwelling *Litoria* from the Melville Range, Queensland, Australia. *Memoirs of the Queensland Museum* 42: 307–309.
- Meegaskumbura, M., and K. Manamendra-Arachchi. 2005. Description of eight new species of shrubfrogs (Ranidae: Rhacophorinae: *Philautus*) from Sri Lanka. Contributions to Biodiversity Exploration and Research in Sri Lanka. *Raffles Bulletin of Zoology, Supplement* 12: 305–338.
- Meegaskumbura, M., S. Meegaskumbura, G. Bowatte, K. Manamendra-Arachchi, R. Pethiyagoda, J. Hanken, and C. J. Schneider. 2010. *Taruga* (Anura: Rhacophoridae), a new genus of foam-nesting tree frogs endemic to Sri Lanka. *Ceylon Journal of Science. Biological Sciences* 39: 75–94.
- Meegaskumbura, M., G. Senevirathne, N. Wijayathilaka, B. Jayawardena, C. Bandara, K. Manamendra-Arachchi, and R. Pethiyagoda. 2015. The Sri Lankan torrent toads (Bufonidae: Adenominae: *Adenomus*): species boundaries assessed using multiple criteria. *Zootaxa* 3911: 245–261.
- Melo-Sampaio, P. R., M. B. de Souza, and P. L. V. Peloso. 2013. A new, riparian, species of *Allobates* Zimmermann and Zimmermann, 1988 (Anura: Aromobatidae) from southwestern Amazonia. *Zootaxa* 3716: 336–348.
- Menegon, M., D. J. Gower, and S. P. Loader. 2011. A remarkable new species of *Callulina* (Amphibia: Anura: Brevicipitidae) with massive, boldly coloured limb glands. *Zootaxa* 3095: 15–26.
- Milstead, W. W., 1960. Frogs of the genus *Physalaemus* in southern Brazil with description of a new species. *Copeia* 1960: 83–89.
- Mira-Mendes, C. V. de, D. S. Ruas, R. Lourenço-de-Moraes, D. Rödder, and M. Solé. 2012. The advertisement call of *Gastrotheca fissipes* Boulenger, 1888 (Anura, Hemiphractidae) with comments on its distribution. *Zootaxa* 3312: 62–64.
- Mo, Y.-m., J.-p. Jiang, F. Xie, and A. Ohler. 2008. A new species of *Rhacophorus* (Anura: Ranidae) from China. *Asiatic Herpetological Research* 11: 85–92.

- Moore, J. A. 1961. The frogs of eastern New South Wales. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 121: 149–386.
- Morais, A. R. de, R. P. Bastos, B. B. Annunziata, M. N. de C. Kokubum, and A. O. Maciel. 2012. Description of the advertisement call of *Rhinella mirandaribeiroi* (Gallardo, 1965) (Anura: Bufonidae). *Zootaxa* 3265: 66–68.
- Morales, V. R. 1992. Dos especies nuevas de *Dendrobates* (Anura: Dendrobatidae) par Perú. *Caribbean Journal of Science* 28: 191–199.
- Morales, V. R. 2002. Sistemática y biogeografía del grupo *trilineatus* (Amphibia, Anura, Dendrobatidae, Colostethus), con descripción de once nuevas especies. *Publicaciones de la Asociación de Amigos de Doñana Sevilla* 13: 1–59.
- Moreno, L. V., and V. Rivalta González. 2007. Especies nueva de sapo de género *Bufo* (Anura: Bufonidae) de la Península de Zapata, Cuba. *Solenodon: Revista Cubana de Taxonomía Zoológica* 6: 60–69.
- Moura, M. R. de, and R. N. Feio. 2010. Amphibia, Anura, Hylidae, *Bokermannohyla szizimai* (Cardoso and Andrade, 1982): Distribution extension and geographic distribution map. *Check List* 6: 439–441.
- Myers, C. W., and J. W. Daly. 1979. A name for the poison frog of Cordillera Azul, eastern Peru, with notes on its biology and skin toxins (Dendrobatidae). *American Museum Novitates* 2674: 1–24.
- Myers, C. W., R. Ibáñez D., T. Grant, and C. A. Jaramillo. 2012. Discovery of the frog genus *Anomaloglossus* in Panama, with descriptions of two new species from the Chagres Highlands (Dendrobatoidea: Aromobatidae). *American Museum Novitates* 3763: 1–19.
- Napoli, M. F., and U. Caramaschi. 1999. Variation and description of two new Brazilian *Hyla* of the *H. tritaeniata* complex (Amphibia, Anura, Hylidae). *Boletim do Museu Nacional. Nova Serie, Zoologia. Rio de Janeiro* 407: 1–11.
- Napoli, M. F., and U. Caramaschi. 2004. Two new species of the *Hyla circumdata* group from Serra do Mar and Serra da Mantiqueira, southeastern Brazil, with description of the advertisement call of *Hyla ibitipoca* (Anura, Hylidae). *Copeia* 2004: 534–545.
- Napoli, M.F., Oliveira de Abreu, R., Cruz, A., Herrera, J.B., Petersen, E. & Klein, W. 2014. Advertisement call of *Dendropsophus studerae* (Carvalho-e-Silva, Carvalho-e-Silva and Izecksohn, 2003) (Anura: Hylidae) with new record and geographic distribution extension. *Zootaxa* 3878: 593–596.
- Narvaes, P., and M. T. Rodrigues. 2009. Taxonomic revision of *Rhinella granulosa* species group (Amphibia, Anura, Bufonidae), with a description of a new species. *Arquivos de Zoologia. São Paulo* 40: 1–73.
- Nascimento, L. B., J. P. Pombal, Jr., and C. F. B. Haddad. 2001. A new frog of the genus *Hylodes* (Amphibia: Leptodactylidae) from Minas Gerais, Brazil. *Journal of Zoology. London* 254: 421–428.
- Nelson, C. E., and J. Lescure. 1975. The taxonomy and distribution of *Myersiella* and *Synapturanus* (Anura: Microhylidae). *Herpetologica* 31: 389–397.
- Noble, G. K. 1923. New batrachians from the Tropical Research Station British Guiana. *Zoologica. New York* 3: 289–299.
- Noonan, B. P., and M. B. Harvey. 2000. A new species of glass frog (Anura: Centrolenidae) from the highlands of Guyana. *Herpetologica* 56: 294–302.

- Novaes, G., and J. Zina. 2016. Advertisement call of *Scinax camposseabrai* (Bokermann, 1968) (Anura: Hylidae), with comments on the call of three species of the *Scinax ruber* clade. *Zootaxa* 4084: 258–266.
- Nunes, I., R. S. Santiago, and F. A. Juncá. 2007. Advertisement calls of four hylid frogs from the state of Bahia, northeastern Brazil (Amphibia, Anura, Hylidae). *South American Journal of Herpetology* 2: 89–96.
- Nunes, I., R. R. de Carvalho, Jr., and E. G. Pereira. 2010. A new species of *Scinax* Wagler (Anura: Hylidae) from Cerrado of Brazil. *Zootaxa* 2514: 24–34.
- Nunes, I., and J. P. Pombal, Jr. 2011. A new snouted treefrog of the speciose genus *Scinax* Wagler (Anura, Hylidae) from northeastern Brazil. *Herpetologica* 67: 80–88.
- Nunes, I., A. Kwet, and J. P. Pombal, Jr. 2012. Taxonomic revision of the *Scinax alter* species complex (Anura: Hylidae). *Copeia* 2012: 554–569.
- Nunes-de-Almeida, C. H. L., and L. F. Toledo. 2012. A new species of *Elachistocleis* Parker (Anura, Microhylidae) from the state of Acre, northern Brazil. *Zootaxa* 3424: 43–50.
- Ohler, A., and T. Frétey. 2014. Going back to Rovuma: the frog fauna of a coastal dry forest, and a checklist of the amphibians of Mozambique. *Journal of East African Natural History*. Nairobi 103: 73–124.
- Oliveira, F. F. R. de, L. B. Nascimento, P. C. Eterovick, and I. Sazima. 2013. Description of the tadpole and redescription of the advertisement call of *Physalaemus evangelistai* (Anura, Leiuperidae), with notes on its natural history. *Journal of Herpetology* 47: 539–543.
- Oliveira, R. M. de, D. S. Ruas, C. V. de Mira-Mendes, and M. Solé. 2014. Advertisement call of *Rhinella crucifer* (Wied-Neuwied, 1821) (Anura: Bufonidae) from southern Bahia, Brazil. *Zootaxa* 3784: 97–98.
- Orrico, V. G. D., P. L. V. Peloso, M. J. Sturaro, H. F. da Silva, Filho, S. Neckel-Oliveira, M. Gordo, J. Faivovich, and C. F. B. Haddad. 2014. A new “Bat-Voiced” species of *Dendropsophus* Fitzinger, 1843 (Anura, Hylidae) from the Amazon Basin, Brazil. *Zootaxa* 3881: 341–361.
- Ortega-Andrade, H. M., O. R. Rojas-Soto, J. H. Valencia, A. Espinosa de los Monteros, J. J. Morrone, S. R. Ron, and D. C. Cannatella. 2015. Insights from integrative systematics reveal cryptic diversity in *Pristimantis* frogs (Anura: Craugastoridae) from the Upper Amazon Basin. *PLoS (Public Library of Science) One* 10(11): e0143392: 1–43.
- Hartmann, P. A., and C. F. B. Haddad. 2004. Visual signaling and reproductive biology in a nocturnal treefrog, genus *Hyla* (Anura: Hylidae). *Amphibia-Reptilia* 25:395–406.
- Pabijan, M., P.-S. Gehring, J. Köhler, F. Glaw, and M. Vences. 2011. A new microendemic frog species of the genus *Blommersia* (Anura: Mantellidae) from the east coast of Madagascar. *Zootaxa* 2978: 34–50.
- Padial, J. M., S. Castroviejo-Fisher, J. Köhler, E. Domic, and I. De la Riva. 2007. Systematics of the *Eleutherodactylus fraudator* species group (Anura: Brachycephalidae). *Herpetological Monographs* 21: 213–240.
- Padial, J. M., J. C. Chaparro, and I. De la Riva. 2008. Systematics of *Oreobates* and the *Eleutherodactylus discoidalis* species group (Amphibia, Anura), based on two mitochondrial DNA genes and external morphology. *Zoological Journal of the Linnean Society* 152: 737–773.

- Páez-Vacas, M., L. A. Coloma, and J. C. Santos. 2010. Systematics of the *Hyloxalus bocagei* complex (Anura: Dendrobatidae), description of two new cryptic species, and recognition of *H. maculosus*. *Zootaxa* 2711: 1–75.
- Pansonato, A., D. H. Morais, L. J. Ávila, R. A. Kawashita-Ribeiro, C. Strüssmann, and I. A. Martins. 2012. A new species of *Pseudopaludicola* Miranda-Ribeiro, 1926 (Anura: Leiuperidae) from the state of Mato Grosso, Brazil, with comments on the geographic distribution of *Pseudopaludicola canga* Giaretta & Kokubum, 2003. *Zootaxa* 3523: 49–58.
- Pansonato, A., C. Strüssmann, J. R. Mudrek, and I. A. Martins. 2013. Morphometric and bioacoustic data on three species of *Pseudopaludicola* Miranda-Ribeiro, 1926 (Anura: Leptodactylidae: Leiuperinae) described from Chapada dos Guimarães, Mato Grosso, Brazil, with the revalidation of *Pseudopaludicola ameghini* (Cope, 1887). *Zootaxa* 3620: 147–162.
- Peixoto, O. L., U. Caramaschi, and E. M. X. Freire. 2003. Two new species of *Phyllodytes* (Anura: Hylidae) from the state of Alagoas, northeastern Brazil. *Herpetologica* 59: 235–246.
- Peracca, M. G. 1898. Descrizione di una nuova specie di anfibio del gen. *Xenopus* Wagl. dell'Eritrea. Bollettino dei Musei di Zoologia e Anatomia Comparata della R. Università di Torino 13: 1–4.
- Pérez-Peña, P. E., G. Chávez, E. Twomey, and J. L. Brown. 2010. Two new species of *Ranitomeya* (Anura: Dendrobatidae) from eastern Amazonian Peru. *Zootaxa* 2439: 1–23.
- Pham, V.A., T.D. Le, T.C. Pham, L.H.S. Nguyen, T. Ziegler, and Q.T. Nguyen. 2016. Two additional records of megophryid frogs, *Leptobrachium masatakasotoi* Matsui, 2013 and *Leptolalax minimus* (Taylor, 1962), for the herpetofauna of Vietnam. *Revue suisse de Zoologie* 123: 35–43.
- Pickersgill, M. 2005. The taxonomy and ethology of the *Afrixalus stuhlmanni* complex (Anura: Hyperoliidae). *Steenstrupia*. København 29: 1–38.
- Pimenta, B. V. S., M. F. Napoli, and C. F. B. Haddad. 2009. A new species of casque-headed tree frog, genus *Aparasphenodon* Miranda-Ribeiro (Amphibia: Anura: Hylidae), from the Atlantic Rainforest of southern Bahia, Brazil. *Zootaxa* 2123: 46–54.
- Pintak, T., and W. Böhme. 1988. *Mantella viridis* sp. n. (Anura: Ranidae: Mantellinae) aus Nord-Madagaskar. *Salamandra* 24: 119–124.
- Pintak, T., and W. Böhme. 1990. *Mantella crocea* sp. n. (Anura: Ranidae: Mantellinae) aus dem mittleren Ost-Madagaskar. *Salamandra* 26: 58–62.
- Platz, J. E., and J. S. Frost. 1984. *Rana yavapaiensis*, a new species of leopard frog (*Rana pipiens* complex). *Copeia* 1984: 940–948.
- Pombal, J. P., Jr., and C. F. B. Haddad. 1992. Espécies de *Phyllomedusa* do grupo *burmeisteri* do Brasil oriental, com descrição de uma espécie nova (Amphibia, Hylidae). *Revista Brasileira de Biologia* 52: 217–229.
- Pombal, J. P., Jr., and C. F. B. Haddad. 1993. *Hyla luctuosa*, a new treefrog from southeastern Brazil (Amphibia: Hylidae). *Herpetologica* 49: 16–21.
- Pombal, J. P., Jr., C. F. B. Haddad, and S. Kasahara. 1995. A new species of *Scinax* (Anura: Hylidae) from southeastern Brazil, with comments on the genus. *Journal of Herpetology* 29: 1–6.
- Poyarkov, N. A., Jr., T. V. Duong, N. L. Orlov, S. I. Gogoleva, A. B. Vassilieva, L. T. Nguyen, V. D. H. Nguyen, S. N. Nguyen, J. Che, and S. Mahony. 2017. Molecular, morphological and acoustic assessment of the genus *Ophryophryne* (Anura, Megophryidae) from Langbian Plateau, southern Vietnam, with description of a new species. *ZooKeys* 672: 49–120.

- Prado, G. M., and J. P. Pombal, Jr. 2008. Espécies de *Proceratophrys* Miranda-Ribeiro, 1920 com apêndices palpebrais (Anura; Cycloramphidae). *Arquivos de Zoologia*. São Paulo 39: 1–85.
- Protázio, A. dos S., A. dos S. Protázio, L. C. Conceição, H. S. N. Braga, U. D. dos Santos, A. C. Ribeiro, and I. C. A. Souza. 2017. The advertisement call of *Dendropsophus novaisi* (Bokermann, 1968) (Anura: Hylidae: Dendropsophinae). *Zootaxa* 4294: 127–129.
- Pugliese, A., J. P. Pombal, Jr., and I. Sazima. 2004. A new species of *Scinax* (Anura: Hylidae) from rocky montane fields of the Serra do Cipo, southeastern Brazil. *Zootaxa* 688: 1–5.
- Pugliese, A., D. Baêta, and J. P. Pombal, Jr. 2009. A new species of *Scinax* (Anura: Hylidae) from rocky montane fields in southeastern and central Brazil. *Zootaxa* 2269: 53–64.
- Pyburn, W. F. 1975. A new species of microhylid frog of the genus *Synapturanus* from southeastern Colombia. *Herpetologica* 31: 439–443.
- Research center for Biology-Lipi. <http://www.biologi.lipi.go.id/zoologi/index.php/bioakustik> (accessed on 25 June 2019)
- Reyes-Velasco, J., I. T. Ahumada-Carrillo, T. Burkhardt, and T. J. Devitt. 2015. Two new species of *Eleutherodactylus* (subgenus *Syrhophus*) from western Mexico. *Zootaxa* 3914: 301–317.
- Richards, S. J. 2007. A new species of *Nyctimystes* (Anura, Hylidae) from Papua New Guinea and comments on poorly-known members of the genus. *Phyllomedusa*. Belo Horizonte 6: 105–118.
- Richards, S. J., A. J. Dennis, M. P. Trenerry, and G. L. Werren. 1994. A new species of *Cophixalus* (Anura: Microhylidae) from northern Queensland. *Memoirs of the Queensland Museum* 37: 307–310.
- Richards, S. J., and D. T. Iskandar. 2000. A new minute *Oreophryne* (Anura: Microhylidae) from the mountains of Irian Jaya, Indonesia. *Raffles Bulletin of Zoology*. Singapore 48: 257–262.
- Rivero, J. A. 1961. Salientia of Venezuela. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology*. Cambridge, Massachusetts 126: 1–207.
- Rivero, J. A. 1968. Los centrolenidos de Venezuela (Amphibia, Salientia). Memoria. *Sociedad de Ciencias Naturales La Salle*. Caracas 28: 301–334.
- Rivero, J. A. 1971. Tres nuevos records y una nueva especie de anfibios de Venezuela. *Caribbean Journal of Science* 11: 1–9.
- Riyanto, A., Mumpuni, and J. A. McGuire. 2011. Morphometry of striped tree frogs, *Polypedates leucomystax* (Gravenhorst, 1829) from Indonesia with description of a new species. *Russian Journal of Herpetology* 18: 29–35.
- Roberto, I. J., and R. W. Ávila. 2013. The advertisement call of *Phyllodytes gyrinaethes* Peixoto, Caramaschi & Freire, 2003 (Anura, Hylidae). *Zootaxa* 3669: 193–196.
- Roberto, I. J., L. Brito, and M. T. C. Thomé. 2014. A new species of *Rhinella* (Anura: Bufonidae) from northeastern Brazil. *South American Journal of Herpetology* 9: 190–199.
- Rocha, P. C., J. R. Thompson, F. S. F. Leite, and P. C. de A. Garcia. 2016. The advertisement call of *Bokermannohyla flavopicta* Leite, Pezzuti & Garcia, 2012 (Anura: Hylidae) from the mountains of Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. *Zootaxa* 4061: 277–280.
- Rödel, M.-O. 1998. A new *Hyperolius* species from Tai National Park, Ivory Coast (Anura: Hyperoliidae: Hyperoliinae). *Revue Française d'Aquariologie, Herpétologie* 25: 123–130.

- Rödel, M.-O. 2000. Herpetofauna of West Africa. Volume I. Amphibians of the West African Savanna. Frankfurt am Main: Edition Chimaira.
- Rödel, M.-O. 2007. The identity of *Hylambates hyloides* Boulenger, 1906 and description of a new small species of *Leptopelis* from West Africa. *Mitteilungen aus dem Museum für Naturkunde in Berlin. Zoologische Reihe* 83 (Supplement):90–100.
- Rödel, M.-O., T. U. Grafe, V. H. W. Rudolf, and R. Ernst. 2002. A review of West African spotted *Kassina*, including a description of *Kassina schioetzi* sp. nov.. *Copeia* 2002: 800–814.
- Rödel, M.-O., M. Gil, A. C. Agyei, A. D. Leaché, R. E. Diaz, M. K. Fujita, and R. Ernst. 2005. The amphibians of the forested parts of south-western Ghana. *Salamandra* 41: 107–127.
- Rödel, M.-O., K.P. Lampert & K.E. Linsenmair 2006. Reproductive biology of the West African savannah frog *Hyperolius nasutus* Günther, 1864 (Amphibia: Anura: Hyperoliidae). *Herpetozoa* 19: 3–12.
- Rödel, M.-O., J. Kosuch, T. U. Grafe, R. Boistel, N. G. E. Asseman, N. G. G. Kouamé, B. Tohé, G. Gourène, J.-L. Perret, K. Henle, P. Tafforeau, N. Pollet, and M. Veith. 2009. A new tree-frog genus and species from Ivory Coast, West Africa (Amphibia: Anura: Hyperoliidae). *Zootaxa* 2044: 23–45.
- Rödel, M.-O., L. Sandberger-Loua, J. Penner, Y. Mané, and A. Hillers. 2010. The taxonomic status of *Hyperolius spatzi* Ahl, 1931 and *Hyperolius nitidulus* Peters, 1875 (Amphibia: Anura: Hyperoliidae). *Bonn Zoological Bulletin* 57: 177–188.
- Rodriguez, A., A. Dugo-Cota, S. Montero-Mendieta, A. Gonzalez-Voyer, R. A. Bosch, M. Vences, and C. Vilà. 2017. Cryptic within cryptic: genetics, morphometrics, and bioacoustics delimitate a new species of *Eleutherodactylus* (Anura: Eleutherodactylidae) from Eastern Cuba. *Zootaxa* 4221: 501–522.
- Rodríguez, L. O., and W. E. Duellman. 1994. Guide to the frogs of the Iquitos Region, Amazonian Peru. Special Publication. *Natural History Museum, University of Kansas* 22: 1–80.
- Rojas-Runjaic, F. J. M., A. J. Delgado C., and J. M. Guayasamin. 2014. A new rainfrog of the *Pristimantis myersi* Group (Amphibia, Craugastoridae) from Volcán Pichincha, Ecuador. *Zootaxa* 3780: 36–50.
- Rojas-Zamora, R. R., J. C. Chaparro, V. T. de Carvalho, R. W. Ávila, I. P. Farias, T. Hrbek, and M. Gordo. 2016. Uncovering the diversity in the *Amazophrynellaminuta* complex: integrative taxonomy reveals a new species of *Amazophrynella* (Anura, Bufonidae) from southern Peru. *ZooKeys* 563: 43–71.
- Romero-Garcia, J., S. Clavijo-Garzon, and M. H. Bernal-Bautista. 2015. The advertisement call of three highland endemic species (Anura: Craugastoridae) from the Andean mountains of Colombia. *Zootaxa* 4007: 298–300.
- Ron, S. R., and J. B. Pramuk. 1999. A new species of *Osteocephalus* (Anura: Hylidae) from Amazonian Ecuador and Peru. *Herpetologica* 55: 433–446.
- Ron, S. R., D. C. Cannatella, and L. A. Coloma. 2004. Two new species of *Physalaemus* (Anura: Leptodactylidae) from western Ecuador. *Herpetologica* 60: 261–275.
- Ron, S. R., L. A. Coloma, and D. C. Cannatella. 2005. A new, cryptic species of *Physalaemus* (Anura: Leptodactylidae) from western Ecuador, with comments on the call structure of the *P. pustulosus* species group. *Herpetologica* 61: 178–198.
- Ron, S. R., E. Toral, M. Rivera, and A. Terán-Valdez. 2010. A new species of *Engystomops* (Anura: Leiuperidae) from southwestern Ecuador. *Zootaxa* 2606: 25–49.

- Ron, S. R., P. J. Venegas, E. Toral, M. Read, D. A. Ortiz, and A. L. Manzano. 2012. Systematics of the *Osteocephalus buckleyi* species complex (Anura, Hylidae) from Ecuador and Peru. *ZooKeys* 229: 1–52.
- Rosa, G.M., R. Márquez, and F. Andreone. 2011. The astonishing calls of the frogs of Betampona, Audio CD, Museo Regionale di Scienze Naturali di Torino, Turin, Italy.
- Rosset, S. D., and D. Baldo. 2014. The advertisement call and geographic distribution of *Odontophrynus lavillai* Cei, 1985 (Anura: Odontophrynidae). *Zootaxa* 3784: 79–83.
- Rowley, J. J. L., B. L. Stuart, S. J. Richards, S. Phimmachak, and N. Sivongxay. 2010a. A new species of *Leptolalax* (Anura: Megophryidae) from Laos. *Zootaxa* 2681: 35–46.
- Rowley, J. J. L., H. D. Hoang, D. T. T. Le, V. Q. Dau, and T. T. Cao. 2010b. A new species of *Leptolalax* (Anura: Megophryidae) from Vietnam and further information on *Leptolalax tuberosus*. *Zootaxa* 2660: 33–45.
- Rowley, J. J. L., B. L. Stuart, T. Neang, and D. A. Emmett. 2010c. A new species of *Leptolalax* (Anura: Megophryidae) from northeastern Cambodia. *Zootaxa* 2567: 57–68.
- Rowley, J. J. L., S. N. Nguyen, V. Q. Dau, T. T. Nguyen, and T. T. Cao. 2011. A new species of *Gracixalus* (Anura: Rhacophoridae) with a hyperextended vocal repertoire from Vietnam. *Zootaxa* 3125: 22–38.
- Rowley, J. J. L., V. Q. Dau, and T. T. Nguyen. 2013. A new species of *Leptolalax* (Anura: Megophryidae) from the highest mountain in Indochina. *Zootaxa* 3737: 415–428.
- Rowley, J.J.L., D.T.T. Le, H.D. Hoang, and R. Altig. 2014. The breeding behaviour, advertisement call and tadpole of *Limnonectes dabanus* (Anura: Dicroglossidae). *Zootaxa* 3881: 195–200.
- Rowley, J. J. L., D. T. A. Tran, D. T. T. Le, V. Q. Dau, P. L. V. Peloso, T. Q. Nguyen, H. D. Hoang, T. T. Nguyen, and T. Ziegler. 2016. Five new, microendemic Asian Leaf-litter Frogs (*Leptolalax*) from the southern Annamite mountains, Vietnam. *Zootaxa* 4085: 63–102.
- Ruiz-Carranza, P. M., and J. I. Hernández-Camacho. 1976. *Osornophryne*, genero nuevo de anfibios bufonidos de Colombia y Ecuador. *Caldasia*. Bogotá 11: 93–148.
- Sales-de-Aquino D. C. P., I. Jaloretto, A. S. F. Lantyer-Silva, and M. Solé. 2012. Predation of *Aparasphenodon arapapa* (Hylidae) by *Itapotihyla langsdorffii* (Hylidae). *Herpetology Notes* 5: 437–438.
- Salinas, F. V. 2006. Breeding behaviour and colonization success of the Cuban treefrog *Osteopilus septentrionalis*. *Herpetologica* 62: 398–408.
- Samarasinghe, D. J. S. 2011. Description of the complex advertisement call of *Pseudophilautus popularis* (Manamendra-Arachchi & Pethiyagoda, 2005) (Amphibia: Rhacophoridae). *Zootaxa* 3002: 62–64.
- Sandoval, L., G. Barrantes, D. Ocampo, and C. Sánchez-Quirós. 2015. Sexual size dimorphism and acoustical features of the pre-advertisement and advertisement calls of *Rhinophrynus dorsalis* Duméril & Bibron, 1841 (Anura: Rhinophrynidae). *Mesoamerican Herpetology* 2: 154–166.
- Santana, D. J., D. O. Mesquita, and A. A. Garda. 2011. Advertisement call of *Dendropsophus oliveirai* (Anura, Hylidae) *Zootaxa* 2997: 67–68.
- Santana, D.J., Rodrigues, R., de Albuquerque, R.L., Laranjeiras, D.O., dos Santos Protázio, A., França, F.G.R. & Mesquita, D.O. 2011. The advertisement call of *Proceratophrys renalis* (Miranda-Ribeiro, 1920) (Amphibia: Anura: Cycloramphidae). *Zootaxa* 2809: 67–68.



- Santana, D. J., A. P. Motta, R. M. Pirani, E. T. da Silva, and R. N. Feio. 2012. Advertisement call and tadpole of *Chiasmocleis mantiqueira* (Anura, Microhylidae). *Journal of Herpetology* 46: 14–18.
- Santoro, G. R. C. C., and R. A. Brandão. 2014. Reproductive modes, habitat use, and richness of anurans from Chapada dos Veadeiros, central Brazil. *North-Western Journal of Zoology* 10: 365–373
- Santos-Silva, C. R. dos, S. F. Ferrari, and F. A. Juncá. 2012. Acoustic characteristics of the advertisement call of *Trachycephalus atlas* Bokermann, 1966 (Anura, Hylidae). *Zootaxa* 3424: 66–68.
- Savage, J. M. 2002. *The Amphibians and Reptiles of Costa Rica*. Chicago: University of Chicago Press. 934pp.
- Savage, J. M., and B. Kubicki. 2010. A new species of fringe-limb frog, genus *Ecnomiohyla* (Anura: Hylidae), from the Atlantic slope of Costa Rica, Central America. *Zootaxa* 2719: 21–34.
- Sazima, I., and W. C. A. Bokermann. 1978. Cinco novas especies de *Leptodactylus* do centro e sudeste Brasileiro (Amphibia, Anura, Leptodactylidae). *Revista Brasileira de Biologia* 38: 899–912.
- Schiøtz, A. 1999. *Treefrogs of Africa*. Edition Chimaira, Frankfurt am Main, 350pp.
- Schlüter, A. 2005. *Amphibien an einem Stillgewässer in Peru*. Edition Chimaira, Frankfurt am Main, 347pp.
- Schmidt, K. P. 1944. New frogs from Misiones and Uruguay. Field Museum of Natural History Publication. Zoological Series 29: 153–160.
- Schneider, H., T. S. Sofianidou, and P. Kyriakopoulou-Sklavounou. 1984. Bioacoustic and morphometric studies in water frogs (genus *Rana*) of Lake Ioannina in Greece, and description of a new species (Anura, Amphibia). *Zeitschrift für Zoologische Systematik und Evolutionsforschung* 22: 349–366.
- Schneider, H. 2005. *Bioakustik der Froschlurche*, Audio CD. Laurenti Verlag, 136 pp., Bielefeld, Germany.
- Schulte, R. 1989. Nueva especie de rana venenosa del genero *Epipedobates* registrada en la Cordillera Oriental, Departamento de San Martin. *Boletín de Lima* 11: 41–46.
- Schulte, R. 1990. Redescubrimiento y redefinición de *Dendrobates mysterious* (Myers, 1982) de la Cordillera del Condor. *Boletín de Lima* 12: 57–68.
- Sekiya, K., I. Miura, and M. Ogata. 2012. A new frog of the genus *Rugosa* from Sado Island, Japan (Anura, Ranidae). *Zootaxa* 3575: 49–62.
- Señaris, J. C., and J. Ayarzagüena. 2005. Revisión taxonómica de la Familia Centrolenidae (Amphibia; Anura) de Venezuela. Sevilla: Publicaciones del Comité Español del Programa Hombre y Biosfera – Red IberoMaB de la UNESCO. No. 7.
- Seshadri, K. S., K. V. Gururaja, and N. A. Aravind. 2012. A new species of *Raorchestes* (Amphibia: Anura: Rhacophoridae) from mid-elevation evergreen forests of the southern Western Ghats, India. *Zootaxa* 3410: 19–34.
- Seshadri, K. S., H. Priti, G. Ravikanth, M. K. Vidisha, K. K. Vineeth, R. Singal, R. R. Sarma, and K. V. Gururaja. 2016. Redescription and range extension of *Microhyla sholigari* Dutta & Ray (Amphibia: Anura: Microhylidae) from South West India. *Zootaxa* 4208: 547–560.
- Seshadri, K. S., R. Singal, H. Priti, G. Ravikanth, M. K. Vidisha, S. Saurabh, M. Pratik, and K. V. Gururaja. 2016. *Microhyla laterite* sp. nov., a new species of *Microhyla* Tschudi, 1838 (Amphibia: Anura:

Microhylidae) from a laterite rock formation in South West India. PLoS (Public Library of Science) One 11(3: e0149727): 1–18.

Shimada, T., M. Matsui, P. Yambun Imbun, and A. Sudin. 2011. A survey of morphological variation in adult *Meristogenys amoropalamus* (Amphibia, Anura, Ranidae), with a description of a new cryptic species. *Zootaxa* 2905: 33–56.

Silva, F. R. da, V. H. M. do Prado, and D. de C. Rossa-Feres. 2010. Amphibia, Anura, Hylidae, *Dendropsophus melanargyreus* (Cope, 1887): Distribution extension, new state record and geographic distribution map. Check List. A Journal of Species Lists and Distribution 6: 402–404.

Silva, H. R. da, and R. Alves-Silva. 2011. A new bromeligenous species of the *Scinax perpusillus* group from the hills of the state of Rio de Janeiro, Brazil (Anura, Hylidae). *Zootaxa* 3043: 54–68.

Silva, I. S. N., Filho, and F. A. Juncá. 2006. Evidence of full species status of the neotropical leaf-frog *Phyllomedusa burmeisteri bahiana* (A. Lutz, 1925). *Zootaxa* 1113: 51–64.

Silverstone, P. A. 1976. A revision of the poison-arrow frogs of the genus *Phyllobates* Bibron in Sagra (family Dendrobatidae). Science Bulletin. Natural History Museum of Los Angeles County 27: 1–53.

Simões, P. I., A. P. Lima, and I. P. Farias. 2010. The description of a cryptic species related to the pan-Amazonian frog *Allobates femoralis* (Boulenger 1883) (Anura: Aromobatidae). *Zootaxa* 2406: 1–28.

Simões, P. I., M. J. Sturaro, P. L. V. Peloso, and A. P. Lima. 2013. A new diminutive species of *Allobates* Zimmermann and Zimmermann, 1988 (Anura, Aromobatidae) from the northwestern Rio Madeira—Rio Tapajós interfluvium, Amazonas, Brazil. *Zootaxa* 3609: 251–273.

Simões, P. I. 2016. A new species of nurse-frog (Aromobatidae, *Allobates*) from the Madeira River basin with a small geographic range. *Zootaxa* 4083: 501–525.

Simon, J. E., and J. L. Gasparini. 2003. Descrição da vocalização de *Phyllodytes katuskyi* Peixoto e Cruz, 1988 (Amphibia, Anura, Hylidae). Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão. Nova Série 16: 47–54.

Smith, M. A. 1922. The frogs allied to *Rana doriae*. *Journal of the Natural History Society of Siam* 4: 215–229.

Speybroeck, J., W. Beukema, B. Bok, and J. Van Der Voort. 2016. Field Guide to the Amphibians and Reptiles of Britain and Europe. British Wildlife Field Guides. London: Bloomsbury Natural History.

Stewart 1967 Amphibians of Malawi State University of New York Press

Stewart, D. 1998. Australian frog calls, tropical North-east, Audio CD. Nature Sound, Mullumbimby, Australia.

Stewart, D. 1999. Australian frog calls, subtropical East, Audio CD. Nature Sound, Mullumbimby, Australia.

Stöck, M., A. Sicilia, N. M. Belfiore, D. Buckley, S. Lo-Brutto, M. Lo-Valvo, and M. Arculeo. 2008. Post-Messinian evolutionary relationships across the Sicilian channel: mitochondrial and nuclear markers link a new green toad from Sicily to African relatives. BMC Evolutionary Biology 8: 1–19.

Straneck, R., de Olmedo, E.V. & Carrizo G.R. 1993. Catalogo de Voces de Anfíbios Argentinos, Part 1, Audio MC. Ediciones L.O.L.A., 132 pp, Buenos Aires, Argentina.

Stuart, B. L., J. J. L. Rowley, D. T. A. Tran, D. T. T. Le, and H. D. Hoang. 2011. The *Leptobrachium* (Anura: Megophryidae) of the Langbian Plateau, southern Vietnam, with description of a new species. *Zootaxa* 2804: 25–40.

Taiwan Amphibian Conservation. <http://froghome.org/>. (accessed on 27 June 2019)

Taucce, P. P. G., P. D. P. Pinheiro, F. S. F. Leite, and P. C. de A. Garcia. 2015. Advertisement call and morphological variation of the poorly known and endemic *Bokermannohyla juiju* Faivovich, Lugli, Lourenço and Haddad, 2009 (Anura: Hylidae) from central Bahia, Brazil. *Zootaxa* 3915: 99–110.

Taylor, E. H. 1949. Costa Rican frogs of the genera *Centrolene* and *Centrolenella*. *University of Kansas Science Bulletin* 33: 257–270.

Taylor, E. H. 1958. Notes on Costa Rican Centrolenidae with descriptions of new forms. *University of Kansas Science Bulletin* 39: 41–68.

Teixeira, M., Jr., F. D. Vechio, R. S. Recoder, A. C. O. Q. Carnaval, M. Strangas, R. P. Damasceno, M. A. de Sena, and M. T. Rodrigues. 2012. Two new species of marsupial tree-frogs genus *Gastrotheca* Fitzinger, 1843 (Anura, Hemiphractidae) from the Brazilian Atlantic Forest. *Zootaxa* 3437: 1–23.

Teixeira, M., Jr., R. C. Amaro, R. S. Recoder, M. A. de Sena, and M. T. Rodrigues. 2012. A relict new species of *Oreobates* (Anura, Strabomantidae) from the seasonally dry tropical forests of Minas Gerais, Brazil, and its implication to the biogeography of the genus and that of South American dry forests. *Zootaxa* 3158: 37–52.

Tinsley, R. C. 1973. Studies on the ecology and systematics of a new species of clawed toad, the genus *Xenopus*, from western Uganda. *Journal of Zoology*. London 169: 1–27.

Tinsley, R. C., H. R. Kobel, and M. Fischberg. 1979. The biology and systematics of a new species of *Xenopus* (Anura: Pipidae) from the highlands of central Africa. *Journal of Zoology* 188: 69–102.

Toledo, L. F., D. Loebmann, and C. F. B. Haddad. 2010. Revalidation and redescription of *Elachistocleis cesarii* (Miranda-Ribeiro, 1920) (Anura: Microhylidae). *Zootaxa* 2418: 50–60.

Toledo, L. F., S. Siqueira, Jr., T. C. Duarte, A. C. P. Veiga-Menoncello, S. M. Recco-Pimentel, and C. F. B. Haddad. 2010b. Description of a new species of *Pseudopaludicola* Miranda-Ribeiro, 1926 from the state of São Paulo, southeastern Brazil (Anura, Leiuperidae). *Zootaxa* 2496: 38–48.

Trueb, L., and W. E. Duellman. 1971. A synopsis of neotropical hylid frogs, genus *Osteocephalus*. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 1: 1–47.

Twomey, E., and J. L. Brown. 2008. A partial revision of the *Ameerega hahneli* complex (Anura: Dendrobatidae) and a new cryptic species from the East-Andean versant of central Peru. *Zootaxa* 1757: 49–65.

Twomey, E., and J. L. Brown. 2008b. Spotted Poison Frogs: rediscovery of a lost species and a new genus (Anura: Dendrobatidae) from northwestern Peru. *Herpetologica* 64: 121–137.

Twomey, E., and J. L. Brown. 2009b. Another new species of *Ranitomeya* (Anura: Dendrobatidae) from Amazonian Colombia. *Zootaxa* 2302: 48–60.

Tyler, M. J. 1971. The phylogenetic significance of vocal sac structure in hylid frogs. University of Kansas Publications. Museum of Natural History 19: 319–360.

Tyler, M. J., and P. Doughty. 2009. Field Guide to Frogs of Western Australia. Fourth Edition. Perth: Western Australian Museum.

Tyler, M. J., and F. Knight. 2011. Field guide to the frogs of Australia. Collingwood, Victoria, Australia: CSIRO Publishing.

- Valencia-Zuleta, A., A. F. Jaramillo-Martinez, and M. H. Yáñez-Muñoz. 2016. Redescription, distribution and mating call of *Pristimantis colomai* (Lynch and Duellman, 1997) (Anura, Craugastoridae). *Zootaxa* 4193: 590–594.
- Vallan, D. 2000. A new species of genus *Stumpffia* (Amphibia: Anura: Microhylidae) from a small forest remnant of the central high plateau of Madagascar. *Revue Suisse de Zoologie* 107: 835–841.
- Vallan, D., F. Glaw, F. Andreone, and J. E. Cadle. 1998. A new treefrog species of the genus *Boophis* (Anura: Ranidae: Rhacophorinae) with dermal fringes from Madagascar. *Amphibia-Reptilia* 19: 357–368.
- Vallan, D., M. Vences, and F. Glaw. 2003. Two new species of the *Boophis mandraka* complex (Anura, Mantellidae) from the Andasibe region in eastern Madagascar. *Amphibia-Reptilia* 24: 305–319.
- Van Kampen, P. N. 1923. The Amphibia of the Indo-Australian Archipelago. Leiden: E. J. Brill Ltd..
- Vanegas-Guerrero, J., G. A. Gonzalez-Durán, and S. Escobar-Lasso. 2016. Distribution, diet, and vocalization of the endangered Colombian toad *Osornophryne percrassa* (Anura, Bufonidae). *Herpetological Conversation and Biology* 11: 90–100.
- Vaz-Silva, W., and N. M. Maciel. 2011. A new cryptic species of *Ameerega* (Anura: Dendrobatidae) from Brazilian Cerrado. *Zootaxa* 2826: 57–68.
- Vaz-Silva, W., P. H. Valdujo, and J. P. Pombal, Jr. 2012. New species of the *Rhinella crucifer* group (Anura, Bufonidae) from the Brazilian Cerrado. *Zootaxa* 3265: 57–65.
- Vences, M., and F. Glaw. 1991. Revision der Gattung *Stumpffia* Boettger, 1881, aus Madagaskar mit Beschreibung von zwei neuen Arten (Amphibia, Anura, Microhylidae). *Acta Biologica Benrodis. Düsseldorf* 3: 203–219.
- Vences, M., F. Glaw, A. Peyrieras, W. Böhme, and K. Busse. 1994. Der *Mantella madagascariensis* Komplex: Wiederentdeckung von *Mantella cowani* und Beschreibung von *Mantella bernhardi* n. sp. *Die Aquarien- und Terrarien Zeitschrift* 47: 390–393.
- Vences, M., F. Glaw, and F. Andreone. 1997. Description of two new frogs of the genus *Mantidactylus* from Madagascar, with notes on *Mantidactylus klemmeri* (Guibé, 1974) and *Mantidactylus webbi* (Grandison, 1953) (Amphibia, Ranidae, Mantellinae). *Alytes* 14: 130–146.
- Vences, M., F. Glaw, and W. Böhme. 1999. A review of the genus *Mantella* (Anura, Ranidae, Mantellinae): taxonomy, distribution and conservation of Malagasy poison frogs. *Alytes* 17: 3–72.
- Vences, M., and F. Glaw. 2001. Systematic review and molecular phylogenetic relationships of the direct developing Malagasy anurans of the *Mantidactylus asper* group (Amphibia, Mantellidae). *Alytes. Paris* 19: 107–139.
- Vences, M., and F. Glaw. 2002. Two new treefrogs of the *Boophis rappiodes* group from eastern Madagascar (Amphibia Mantellidae). *Tropical Zoology. Firenze* 15: 141–163.
- Vences, M., F. Glaw, F. Andreone, R. Jesu & G. Schimmenti 2002: Systematic revision of the enigmatic Malagasy broad-headed frogs (*Laurentomantis* Dubois, 1980), and their phylogenetic position within the endemic mantellid radiation of Madagascar. *Contributions to Zoology* 70: 191–212.
- Vences, M., and F. Glaw. 2003a. New microhylid frog (*Plethodontohyla*) with supraocular crest from Madagascar. *Copeia* 2003: 780–793.

- Vences, M., C. J. Raxworthy, R. A. Nussbaum, and F. Glaw. 2003b. Revision of the *Scaphiophryne marmorata* complex of Marbles Toads from Madagascar, including the description of a new species. *Herpetological Journal*. London 13: 69–79.
- Vences, M., C. J. Raxworthy, R. A. Nussbaum, and F. Glaw. 2003. New microhylid frog (*Plethodontohyla*) from Madagascar, with emiarboreal habits and possible parental pare. *Journal of Herpetology* 37: 629–636.
- Vences, M., F. Andreone, F. Glaw, and J. E. Randrianirina. 2003. Molecular and bioacoustic divergence in *Mantidactylus granulatus* and *M. zavona* n. sp. (Anura: Mantellidae): bearings for the biogeography of northern Madagascar. *African Zoology* 38: 67–78.
- Vences, M., and F. Glaw. 2004b. Revision of the subgenus *Chonomantis* (Anura: Mantellidae: *Mantidactylus*) from Madagascar, with description of two new species. *Journal of Natural History*. London 38: 77–118.
- Vences, M., and F. Glaw. 2005. A new cryptic frog of the genus *Boophis* from the north-western rainforests of Madagascar. *African Journal of Herpetology* 54: 77–84.
- Vences, M., F. Andreone, and D. R. Vieites. 2005. New treefrog of the genus *Boophis* Tschudi 1838 from the northwestern rainforests of Madagascar. *Tropical Zoology*. Firenze 18: 237–249.
- Vences, M., F. Andreone, and F. Glaw. 2005. A new microhylid frog of the genus *Cophyla* from a transitional forest in northwestern Madagascar. *African Zoology* 40: 143–149.
- Vences, M., Glaw, F. & Márquez, R. 2006. The calls of the frogs of Madagascar, Audio CDs. Alosa, sons de la natura, Barcelona, Spain.
- Vences, M., and I. De la Riva. 2007. A new species of *Gephyromantis* from Ranomafana National Park, south-eastern Madagascar (Amphibia, Anura, Mantellidae). *Spixiana* 30: 135–143.
- Vences, M., F. Andreone, J. Glos, and F. Glaw. 2010. Molecular and bioacoustics differentiation of *Boophis occidentalis* with description of a new treefrog from north-western Madagascar. *Zootaxa* 2544: 54–68.
- Vieites, D. R., K. C. Wollenberg, and M. Vences. 2012. Not all little brown frogs are the same: a new species of secretive and cryptic *Gephyromantis* (Anura: Mantellidae) from Madagascar. *Zootaxa* 3344: 34–46.
- Vijayakumar, S. P., K. P. Dinesh, M. V. Prabhu, and K. Shanker. 2014. Lineage delimitation and description of nine new species of bush frogs (Anura: Raorchestes, Rhacophoridae) from the Western Ghats Escarpment. *Zootaxa* 3893: 451–488.
- Walker, C. F., and W. E. Duellman. 1974. Description of a new species of microhylid frog, *Chiasmocleis*, from Ecuador. *Occasional Papers of the Museum of Natural History, University of Kansas* 26: 1–6.
- Wells, K. D. 1977. The social behaviour of anuran Amphibians. *Animal Behaviour* 25: 666–693.
- Wells, K. D. 2007. *The ecology and behavior of Amphibians*. University of Chicago Press, USA, 1160 pp.
- White, A. M., R. W. Whitford, and M. J. Mahony. 1994. A new species of *Litoria* (Anura: Hylidae) from eastern Australia. *Proceedings of the Linnean Society of New South Wales* 114: 3–10.
- Wickramasinghe, L. J. M., D. A. I. Munindradasa, and P. Fernando. 2012. A new species of *Polypedates* Tschudi (Amphibia, Anura, Rhacophoridae) from Sri Lanka. *Zootaxa* 3498: 63–80.

- Wiens, J. J., and L. A. Coloma. 1992. A new species of the *Eleutherodactylus myersi* (Anura: Leptodactylidae) assembly from Ecuador. *Journal of Herpetology* 26: 196–207.
- Wolf, S. 1936. Revision der Untergattung *Rhacophorus* (ausschliesslich der Madagaskar-Formen). *Bulletin of the Raffles Museum* 12: 137–217.
- Woolbright L. L. 1983. Sexual selection and size dimorphism in anuran amphibia. *The American Naturalist* 121: 110–119.
- Yang, D.-t. 1991. Phylogenetic systematics of the *Amolops* group of ranid frogs of southeastern Asia and the Greater Sunda Islands. *Fieldiana. Zoology. New Series* 63: 1–42.
- Yi-Lin ZHOU, Xia QIU, Xiao-Bin FANG, Lu-Yi YANG, Yi ZHAO, Teng FANG, Wei-Hong ZHENG, and Jin-Song LIU. 2014. Acoustic characteristics of eight common Chinese anurans during the breeding season. *Zoological Research* 35: 42–50.
- Zachariah, A., K. P. Dinesh, E. Kunhikrishnan, S. Das, D. V. Raju, C. Radhakrishnan, M. J. Palot, and S. Kalesh. 2011. Nine new species of frogs of the genus *Raorchestes* (Amphibia: Anura: Rhacophoridae) from southern Western Ghats, India. *Biosystematica. India* 5: 25–48.
- Zachariah, A., R. K. Abraham, S. Das, K. C. Jayan, and R. I. Altig. 2012. A detailed account of the reproductive strategy and developmental stages of *Nasikabatrachus sahyadrensis* (Anura: Nasikabatrachidae), the only extant member of an archaic frog lineage. *Zootaxa* 3510: 53–64.
- Zaidan, B. F., and F. S. F. Leite. 2012. Advertisement call of the rare, explosive breeding caatinga horned frog *Ceratophrys joazeirensis* Mercadal de Barrio, 1986 (Anura, Ceratophryidae). *Zootaxa* 3540: 65–66.
- Zeng, Z.-C., J. Zhao, C. Chen, G. Chen, Z. Zhang, and Y. Wang. 2017. A new species of the genus *Gracixalus* (Amphibia: Anura: Rhacophoridae) from Mount Jinggang, southeastern China. *Zootaxa* 4250: 171–185.
- Zimmermann, H., and E. Zimmermann. 1988. Etho-Taxonomie und zoogeographische Artengruppenbildung bei Pfeilgiftfroschen (Anura: Dendrobatidae). *Salamandra* 24: 125–160.
- Zina, J., and C.F.B. Haddad. 2006. Acoustic repertoire of *Aplastodiscus arildae* and *A. leucopygius* (Anura: Hylidae) in Serra do Japi, Brazil. *South American Journal of Herpetology* 1: 227–236.
- Zweifel, R. G. 1969. Frogs of the genus *Platymantis* (Ranidae) in New Guinea, with the description of a new species. *American Museum Novitates* 2374: 1–19.
- Zweifel, R. G. 1985. Australian frogs of the family Microhylidae. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 182: 265–388.
- Zweifel, R. G. 2000. Partition of the Australopapuan microhylid frog genus *Sphenophryne* with descriptions of new species. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 253: 1–130.
- Zweifel, R. G. 2003. A new species of microhylid frog, genus *Oreophryne*, from Papua New Guinea. *American Museum Novitates* 3419: 1–8.

## Appendix C

Akustische Merkmale der artspezifischen Anzeigerufe.

Art	dF [Hz]	mdfp [Hz/ms]	mdfc	pr [P/s]	cl [ms]	pl [ms]	gilde	Pulse	Noten	v. Signale
Acanthixalus spinosus	2,3	NA	present	1,0	63,4	63,4	B	si_s	sn	no
Acris crepitans	3,2	-3,2	absent	109,1	126,5	3,9	C	mu_s	sn	no
Acris gryllus	3,7	8,3	present	210,9	47,9	3,9	D	mu_s	sn	no
Adelophryne mucronatus	5,3	NA	absent	1,0	29,5	29,5	A	si_s	sn	no
Adelotus brevis	1,3	0,8	present	29,9	67,0	16,9	D	mu_s	sn	no
Adenomera ajurauna	4,7	NA	present	1,0	165,8	165,8	B	si_s	sn	no
Adenomera andreae Guyane	2,1	5,1	present	66,4	110,0	13,5	D	mu_s	sn	no
Adenomera andreae Peru	5,3	10,2	present	1,0	37,1	37,1	B	si_s	sn	no
Adenomera araucaria	5,3	11,8	present	81,4	108,1	10,6	D	mu_s	sn	no
Adenomera bokermanni	3,2	-2,5	present	1,0	72,9	72,9	B	si_s	sn	no
Adenomera cotuba	3,6	NA	present	84,2	111,6	10,9	D	mu_s	sn	no
Adenomera diptyx	4,3	1,8	present	117,5	64,9	7,3	D	mu_s	sn	no
Adenomera engelsi	4,3	0,1	absent	1,0	117,4	117,4	A	si_s	sn	no

<i>Adenomera hylaedactyla</i>	4,2	5,3	present	1,0	52,1	52,1	B	si_s	sn	no
<i>Adenomera juikitam</i>	4,0	-1,1	absent	107,9	187,6	7,8	D	mu_s	sn	no
<i>Adenomera marmorata</i>	5,3	4,7	present	1,0	39,8	39,8	B	si_s	sn	no
<i>Adenomera nana</i>	4,9	3,2	absent	1,0	114,2	114,2	A	si_s	sn	no
<i>Adenomera thomei</i>	5,3	-2,0	present	106,1	179,0	8,0	D	mu_s	sn	no
<i>Adenomus kandianus</i>	2,2	NA	absent	NA	47,0	NA	NA	NA	mn	yes
<i>Adenomus kelaartii</i>	2,5	NA	absent	NA	34,0	NA	NA	NA	mn	yes
<i>Afrixalus aureus</i>	4,1	NA	absent	15,0	515,0	25,5	C	mu_s	sn	no
<i>Afrixalus brachycnemis</i>	4,7	NA	absent	11,0	650,0	22,5	C	mu_s	sn	no
<i>Afrixalus crotalus</i>	4,4	NA	absent	18,5	470,0	NA	C	NA	sn	no
<i>Afrixalus delicatus</i>	4,5	NA	absent	27,0	11150,0	NA	C	NA	sn	no
<i>Afrixalus dorsalis</i>	4,0	NA	absent	154,5	732,0	NA	G	mu_s	mn	yes
<i>Afrixalus fornasini</i>	2,5	2,6	absent	211,6	2560,3	4,1	E	mu_s	mn	no
<i>Afrixalus knysnae</i>	4,1	-23,2	absent	168,1	1407,5	2,5	E	mu_s	mn	no
<i>Afrixalus nigeriensis</i>	3,3	-1,9	absent	11,4	874,3	30,5	C	mu_s	mn	no
<i>Afrixalus osorioi</i>	2,8	NA	absent	16,1	937,7	20,9	C	mu_s	mn	no
<i>Afrixalus paradorsalis</i>	2,9	NA	absent	237,8	386,4	NA	E	mu_s	mn	no
<i>Afrixalus quadrivittatus</i>	3,4	NA	present	70,5	4610,0	NA	H	mu_s	mn	yes



Afixalus spinifrons	4,0	15,0	present	221,6	171,5	2,9	D	mu_s	sn	no
Afixalus stuhlmanni	4,7	NA	absent	12,0	500,0	NA	C	NA	sn	NA
Afixalus sylvaticus	4,4	NA	absent	13,0	269,2	21,5	C	mu_s	sn	no
Afixalus vibekensis	5,2	NA	absent	70,2	656,0	NA	C	mu_s	sn	no
Afixalus vittiger	4,5	8,9	absent	262,2	979,0	2,6	E	mu_s	mn	no
Afixalus weidholzi	4,7	9,5	absent	50,3	3722,6	7,6	C	mu_s	sn	no
Agalychnis buckleyi	1,8	-1,1	absent	1,0	86,0	28,0	A	si_s	sn	no
Agalychnis callidryas	2,0	-13,0	present	182,6	115,0	2,5	D	mu_s	sn	no
Agalychnis hulli	2,1	-1,0	absent	206,9	156,3	3,7	C	mu_s	sn	no
Agalychnis spurrelli	1,0	14,7	absent	87,8	136,7	7,5	C	mu_s	sn	no
Aglyptodactylus laticeps	2,4	NA	present	55,2	181,0	NA	D	mu_s	sn	no
Aglyptodactylus madagascariensis	2,5	NA	present	114,4	155,1	NA	D	mu_s	sn	no
Aglyptodactylus securifer	2,4	NA	absent	89,3	571,3	NA	C	mu_s	sn	no
Allobates bacurau	6,1	NA	present	1,0	40,0	NA	B	si_s	sn	no
Allobates brunneus	5,8	19,4	present	1,0	33,0	29,9	B	si_s	sn	no
Allobates crombiei	4,7	NA	present	1,0	28,0	28,0	B	si_s	sn	no
Allobates femoralis	3,3	2,6	present	11,6	172,0	26,6	D	mu_s	sn	no
Allobates flaviventris	4,4	-4,4	present	18,4	163,0	14,9	H	mu_s	mn	yes

<i>Allobates fratisenescus</i>	4,3	3,9	present	58,7	193,6	14,9	D	mu_s	sn	no
<i>Allobates grillisimilis</i>	6,5	NA	absent	33,7	178,0	NA	C	mu_s	mn	no
<i>Allobates hodli</i>	3,4	NA	present	12,2	164,0	NA	H	mu_s	mn	yes
<i>Allobates insperatus</i>	5,3	29,1	present	1,0	32,5	32,5	B	si_s	sn	no
<i>Allobates talamancae</i>	3,6	14,0	present	13,0	154,3	54,1	D	mu_s	sn	no
<i>Allobates trilineatus</i>	5,6	10,4	present	38,0	52,7	52,7	D	mu_s	sn	no
<i>Allobates zaparo</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Allophryne ruthveni</i>	4,7	-17,6	absent	96,1	406,0	6,5	C	mu_s	sn	no
<i>Alytes cisternasii</i>	1,5	0,0	absent	1,0	170,3	170,5	A	si_s	sn	no
<i>Alytes dickhilleni</i>	1,5	-0,2	absent	1,0	230,0	227,1	A	si_s	sn	no
<i>Alytes muletensis</i>	2,2	-2,2	present	1,0	80,0	78,2	B	si_s	sn	no
<i>Alytes obstetricans</i>	1,3	0,0	absent	1,0	97,6	98,0	A	si_s	sn	no
<i>Amazophrynella javierbustamantei</i>	3,9	NA	absent	208,0	50,0	NA	C	mu_s	sn	no
<i>Amazophrynella minuta</i>	4,0	-29,9	present	1,0	10,6	11,5	A	si_s	sn	no
<i>Ameerega altamazonica</i>	4,6	12,8	present	30,0	66,6	27,0	D	mu_s	sn	no
<i>Ameerega bassleri</i>	3,0	0,4	present	1,0	169,9	169,9	B	si_s	sn	no
<i>Ameerega berohoka</i>	4,2	NA	NA	1,0	82,5	82,5	NA	si_s	sn	no
<i>Ameerega bilineatus</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Ameerega boliviana	3,9	3,0	present	1,0	38,2	38,2	B	si_s	sn	no
Ameerega cainarachi	3,3	9,4	absent	56,3	516,0	14,8	G	mu_s	mn	yes
Ameerega flavopicta	3,8	5,1	present	55,6	143,8	16,1	D	mu_s	sn	no
Ameerega hahneli	4,7	8,1	present	1,0	16,7	16,7	B	si_s	sn	no
Ameerega ignipedis	4,7	4,3	present	1,0	71,0	71,0	B	si_s	sn	no
Ameerega parvula	3,5	-2,6	present	1,0	10,2	10,2	B	si_s	sn	no
Ameerega pepperi	2,9	3,4	present	1,0	129,9	129,9	B	si_s	sn	no
Ameerega petersi	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Ameerega picta	4,4	8,4	present	1,0	53,5	53,5	B	si_s	sn	no
Ameerega pongoensis	4,3	1,7	present	1,0	43,4	43,4	B	si_s	sn	no
Ameerega silverstonei	NA	NA	NA	1,0	NA	NA	B	si_s	sn	no
Ameerega trivittata	2,8	3,9	present	1,0	26,2	26,2	B	si_s	sn	no
Ameerega yoshina	3,2	NA	absent	1,0	233,9	233,9	A	si_s	sn	no
Amietia angolensis	1,8	-3,5	absent	19,0	289,0	4,7	C	mu_s	sn	no
Amietia delalandii	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	no
Amietia fuscigula	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Amietia vandijki	1,4	NA	present	NA	34,9	NA	D	NA	sn	no
Amietia vertebralis	1,1	11,0	present	184,2	38,0	4,4	D	mu_s	sn	no

Amnirana darlingi	0,7	-0,9	absent	43,4	3968,0	10,8	G	mu_s	mn	yes
Amnirana nicobariensis	4,2	-6,4	absent	382,5	444,2	1,6	E	mu_s	mn	no
Anaxyrus americanus	1,6	NA	NA	NA	NA	NA	A	si_s	sn	no
Anaxyrus baxteri	1,8	-9,8	absent	50,9	2791,3	9,9	C	mu_s	sn	no
Anaxyrus boreas	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	no
Anaxyrus californicus	1,6	-0,3	absent	56,0	5496,7	14,1	C	mu_s	sn	no
Anaxyrus canorus	1,6	4,4	absent	11,6	4212,5	30,9	C	mu_s	sn	no
Anaxyrus cognatus	2,3	-32,6	absent	108,0	40,4	6,8	C	mu_s	sn	no
Anaxyrus debilis	3,3	-3,2	absent	123,2	4189,0	4,9	C	mu_s	sn	no
Anaxyrus exsul	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Anaxyrus fowleri	1,9	-0,4	absent	124,3	1900,0	6,8	C	mu_s	sn	no
Anaxyrus hemiophrys	1,7	4,3	absent	41,4	3495,6	8,9	C	mu_s	sn	NA
Anaxyrus houstonensis	2,2	-1,2	absent	1,0	20,0	20,0	A	si_s	sn	no
Anaxyrus microscaphus	1,3	-9,1	absent	41,6	7078,0	12,7	C	mu_s	sn	no
Anaxyrus nelsoni	1,1	NA	absent	NA	463,6	NA	NA	NA	mn	yes
Anaxyrus punctatus	2,2	4,0	absent	48,9	2834,3	18,1	C	mu_s	sn	no
Anaxyrus quercicus	4,4	0,1	present	1,0	191,3	191,3	B	si_s	sn	no
Anaxyrus retiformis	3,2	NA	absent	NA	2953,3	NA	NA	NA	sn	no

Anaxyrus speciosus	2,7	-29,0	absent	268,5	543,7	5,8	E	mu_s	mn	no
Anaxyrus terrestris	2,3	-3,9	absent	55,6	6736,0	10,9	C	mu_s	sn	no
Anaxyrus woodhousii	1,5	-0,9	absent	91,4	2351,9	9,1	C	mu_s	sn	no
Andinobates cassidyhornae	4,3	NA	absent	120,8	1940,0	NA	C	mu_s	sn	no
Andinobates claudiae	5,5	15,8	present	64,3	886,0	6,5	D	mu_s	sn	no
Andinobates fulguritus	5,3	NA	absent	NA	370,0	NA	C	NA	sn	no
Andinobates geminisae	4,5	-7,7	absent	62,2	1398,5	12,2	C	mu_s	sn	no
Andinobates minutus	5,6	9,9	absent	83,4	1103,0	8,0	C	mu_s	sn	no
Andinobates tolimensis	5,0	NA	present	NA	915,0	NA	D	NA	sn	no
Anhydrophryne hewitti	2,2	-3,4	present	1,0	33,7	33,7	B	si_s	sn	no
Anhydrophryne ngongoniensis	4,7	-7,5	absent	132,5	73,2	6,3	C	mu_s	sn	no
Anhydrophryne rattrayi	3,3	0,0	absent	1,0	76,9	76,9	A	si_s	sn	no
Anilany helenae	4,8	0,4	absent	1,0	276,8	276,5	A	si_s	sn	no
Anodonthyla boulengerii	4,2	-1,5	absent	1,0	51,8	48,6	A	si_s	sn	no
Anodonthyla moramora	6,1	-0,6	absent	1,0	44,8	46,3	A	si_s	sn	no
Anodonthyla nigrigularis	4,4	3,4	absent	1,0	75,4	72,6	A	si_s	sn	no
Anomaloglossus baeobatrachus	5,6	9,9	present	1,0	20,5	20,5	B	si_s	sn	no

Anomaloglossus beebei	6,1	24,4	present	30,8	65,0	16,0	D	mu_s	sn	no
Anomaloglossus degranvillei	4,7	2,1	present	1,0	83,8	83,8	B	si_s	sn	no
Anomaloglossus kaiei	4,9	NA	absent	1,0	31,7	31,7	A	si_s	sn	no
Anomaloglossus stepheni	4,7	9,0	absent	27,0	333,5	19,5	D	mu_s	sn	no
Anomaloglossus verbeeksnyderorum	4,4	NA	absent	44,8	67,0	NA	C	mu_s	sn	no
Aparasphenodon arapapa	1,5	NA	absent	NA	150,0	NA	C	NA	sn	no
Aplastodiscus albosignatus	0,9	-0,9	present	1,0	153,3	153,3	B	si_s	sn	no
Aplastodiscus arildae	2,7	-13,8	present	1,0	16,0	16,0	B	si_s	sn	no
Aplastodiscus cochranae	2,1	1,9	absent	1,0	126,9	126,9	A	si_s	sn	no
Aplastodiscus ehrhardti	2,0	1,6	present	1,0	7,8	8,0	B	si_s	sn	no
Aplastodiscus leucopygius	2,1	0,5	present	1,0	125,0	125,0	B	si_s	sn	no
Aplastodiscus perivridis	2,2	1,3	absent	1,0	129,3	129,3	A	si_s	sn	no
Arcovomer passarellii	3,2	0,9	absent	1,0	327,0	183,9	A	si_s	sn	no
Arthroleptella bicolor	4,4	-10,3	absent	105,3	330,3	6,1	G	mu_s	mn	yes
Arthroleptella drewesii	4,4	2,1	absent	9,0	718,3	12,8	C	mu_s	sn	no
Arthroleptella landdrosia	4,5	5,5	absent	14,0	859,3	4,6	C	mu_s	sn	no
Arthroleptella lightfooti	3,8	-1,2	present	63,8	62,7	10,2	D	mu_s	sn	no

Arthroleptella rugosa	3,5	-11,6	absent	144,8	135,2	4,7	E	mu_s	mn	no
Arthroleptella subvoce	4,6	4,9	absent	75,0	746,0	5,6	G	mu_s	mn	yes
Arthroleptella villiersi	3,5	0,8	absent	53,4	85,6	13,1	C	mu_s	sn	no
Arthroleptis stenodactylus	2,8	2,7	present	1,0	51,0	51,0	B	si_s	sn	no
Arthroleptis wahlbergii	4,0	0,4	absent	1,0	245,0	245,0	A	si_s	sn	no
Arthroleptis xenodactyloides	6,1	-7,0	present	45,8	56,8	5,7	D	mu_s	sn	no
Ascaphus truei	0,0	0,0	none	0,0	0,0	0,0	Z	ab	ab	ab
Assa darlingtoni	3,2	12,1	present	231,7	48,7	3,2	D	mu_s	sn	no
Atelopus balios	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Atelopus flavescens	2,9	9,4	absent	31,5	1310,0	6,7	C	mu_s	sn	no
Atelopus franciscus	3,5	20,3	absent	30,5	884,0	6,7	C	mu_s	sn	no
Atelopus spumarius	2,4	NA	absent	54,5	1006,5	NA	G	mu_s	mn	yes
Atelopus tricolor	3,3	-0,7	present	132,6	90,5	5,3	D	mu_s	sn	no
Austrochaperina fryi	2,9	6,1	present	1,0	56,0	56,0	B	si_s	sn	no
Austrochaperina gracilipes	3,9	-0,5	absent	1,0	163,9	163,3	A	si_s	sn	no
Austrochaperina pluvialis	3,0	2,2	present	1,0	36,3	36,3	B	si_s	sn	no
Austrochaperina robusta	3,0	-0,7	absent	14,5	138,3	48,9	G	mu_s	mn	yes
Barycholos pulcher	3,8	NA	present	182,1	33,5	NA	D	mu_s	sn	no

Barycholos ternetzi	3,5	NA	present	NA	42,0	NA	D	NA	sn	no
Blommersia blommersae	5,3	-21,4	absent	277,8	239,0	2,9	E	mu_s	mn	no
Blommersia domerguei	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Blommersia grandisonae	4,8	NA	absent	50,3	695,3	NA	E	mu_s	mn	no
Blommersia kely	4,8	NA	absent	74,4	391,7	NA	C	mu_s	sn	no
Blommersia sarotra	4,4	-13,1	present	150,8	281,0	3,2	H	mu_s	mn	yes
Blommersia variabilis	5,1	NA	present	59,9	532,0	NA	H	mu_s	mn	yes
Blommersia wittei	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	no
Boana albomarginata	2,5	-0,5	absent	95,2	157,5	7,2	C	mu_s	sn	no
Boana albopunctata	2,6	NA	present	NA	471,0	NA	H	NA	mn	yes
Boana alfaroi	2,1	-39,1	present	27,6	145,0	14,8	D	mu_s	sn	no
Boana almendarizae	1,9	5,8	present	40,3	375,0	2,9	F	mu_s	mn	no
Boana balzani	1,3	-1,5	absent	52,8	221,0	6,5	C	mu_s	sn	no
Boana bischoffi	1,9	-3,8	present	132,9	102,0	5,2	D	mu_s	sn	no
Boana boans	1,1	7,2	absent	88,1	227,1	6,1	C	mu_s	sn	no
Boana caingua	3,5	6,3	absent	6,5	306,4	46,6	C	mu_s	mn	yes
Boana caipora	2,8	-2,7	absent	123,3	73,0	7,0	C	mu_s	sn	no
Boana calcarata	1,9	NA	present	340,5	437,0	NA	H	mu_s	mn	yes



Boana cinerascens	2,4	12,1	absent	8,8	340,0	37,1	C	mu_s	mn	no
Boana crepitans	2,3	NA	present	74,1	180,5	9,0	E	mu_s	mn	no
Boana faber	1,2	-7,5	present	50,3	62,1	8,2	D	mu_s	sn	no
Boana fasciata	2,4	NA	absent	NA	563,0	NA	NA	NA	NA	NA
Boana geographica	1,0	-6,3	present	173,7	47,2	4,1	D	mu_s	sn	no
Boana lanciformis	1,7	7,0	present	129,2	396,8	3,7	D	mu_s	sn	no
Boana leptolineata	4,3	NA	NA	135,0	225,0	NA	NA	NA	NA	yes
Boana lundii	0,6	-6,4	absent	54,2	795,3	9,9	E	mu_s	mn	no
Boana maculateralis	2,3	NA	absent	NA	296,0	NA	G	NA	mn	yes
Boana marginata	1,6	9,9	absent	71,2	658,0	7,4	C	mu_s	sn	no
Boana marianitae	1,0	-2,4	absent	37,7	458,3	7,2	C	mu_s	sn	no
Boana multifasciata	2,1	NA	present	NA	628,0	NA	D	NA	NA	NA
Boana nympha	2,7	1,5	absent	12,4	323,0	26,4	C	mu_s	mn	no
Boana ornatissima	2,9	NA	NA	NA	61,0	NA	NA	NA	NA	NA
Boana paranaiba	2,4	NA	present	210,9	555,0	NA	D	mu_s	sn	NA
Boana pellucens	1,2	7,4	present	256,1	224,0	2,5	H	mu_s	mn	yes
Boana picturata	2,0	-26,4	present	250,2	250,4	3,0	H	mu_s	mn	yes
Boana prasina	1,8	NA	absent	232,0	336,4	NA	G	NA	mn	yes

Boana pugnax	1,6	-5,6	present	65,5	169,4	8,6	D	mu_s	sn	no
Boana pulchella	2,7	2,6	absent	6,0	829,6	11,0	G	mu_s	mn	yes
Boana punctata	1,6	8,5	present	23,4	187,3	12,7	D	mu_s	sn	no
Boana raniceps	2,6	-6,4	absent	NA	1471,3	12,6	G	NA	mn	yes
Boana riojana	2,3	1,3	absent	9,9	201,9	61,8	G	mu_s	mn	yes
Boana rosenbergi	0,7	4,4	absent	54,1	408,0	9,4	E	mu_s	mn	no
Boana rufitela	1,8	2,9	absent	NA	195,8	36,7	E	NA	mn	no
Boana semiguttata	2,4	-0,2	absent	NA	274,0	4,8	G	NA	mn	yes
Boana tetete	2,0	-0,4	absent	1,0	81,0	80,9	A	si_s	sn	no
Bokermannohyla carvalhoi	1,6	8,6	absent	157,1	390,0	4,5	G	mu_s	mn	yes
Bokermannohyla circumdata	1,5	NA	present	20,2	495,3	NA	D	mu_s	sn	no
Bokermannohyla flavopicta	1,5	NA	absent	1,0	34,0	34,0	A	si_s	sn	no
Bokermannohyla hylax	2,0	NA	absent	NA	519,5	NA	NA	NA	NA	NA
Bokermannohyla ibitiguara	2,0	NA	absent	106,7	855,1	NA	E	mu_s	mn	no
Bokermannohyla juiju	1,6	NA	present	1,0	56,5	56,5	B	si_s	sn	no
Bokermannohyla luctuosa	2,0	NA	present	13,3	600,0	NA	D	mu_s	sn	no
Bokermannohyla nanuzae	2,4	10,3	absent	67,0	343,0	3,8	G	NA	mn	yes
Bokermannohyla napolii	1,2	NA	present	NA	619,7	NA	H	NA	mn	yes

Bokermannohyla pseudopseudis	0,6	NA	absent	5,3	2820,0	98,8	C	mu_s	mn	no
Bokermannohyla sapiranga	0,6	NA	absent	6,5	772,5	81,7	C	mu_s	mn	no
Bokermannohyla sazimai	2,3	10,6	absent	NA	609,0	6,4	G	NA	mn	yes
Bombina bombina	0,6	0,0	absent	1,0	240,1	204,6	A	si_s	sn	no
Bombina variegata	0,6	0,0	absent	1,0	285,3	252,9	A	si_s	sn	no
Boophis albilabris	1,0	2,2	absent	35,1	528,0	9,6	G	mu_s	mn	yes
Boophis albipunctatus	2,6	NA	present	64,5	31,0	NA	D	mu_s	sn	no
Boophis andohahela	4,5	NA	absent	25,0	680,9	NA	C	mu_s	mn	no
Boophis andreonei	4,1	NA	present	182,2	24,3	NA	D	mu_s	sn	no
Boophis anjanaharibeensis	3,4	NA	absent	35,5	NA	NA	A	si_s	sn	no
Boophis ankaratra	2,8	NA	present	172,9	139,3	NA	D	mu_s	sn	no
Boophis axelmeyeri	2,2	NA	absent	129,9	1819,0	NA	E	NA	NA	NA
Boophis blommersae	4,7	-0,6	absent	24,3	5297,0	29,1	G	NA	mn	yes
Boophis boehmei	2,8	0,0	absent	277,8	555,5	2,2	G	mu_s	mn	yes
Boophis bottae	4,5	-3,0	absent	15,8	4793,0	16,9	G	mu_s	mn	yes
Boophis brachychir	2,2	NA	absent	NA	701,0	NA	G	NA	mn	yes
Boophis burgeri	2,0	-2,4	absent	339,6	42,4	2,0	C	mu_s	sn	no
Boophis doulioti	2,9	NA	present	NA	316,7	NA	NA	NA	NA	NA

Boophis elenae	2,6	4,5	present	129,2	51,1	6,4	D	mu_s	sn	no
Boophis englaenderi	4,1	6,1	absent	47,1	758,0	85,3	G	mu_s	mn	yes
Boophis erythrodactylus	2,8	-13,9	absent	9,6	727,0	7,5	C	mu_s	sn	no
Boophis feonnyala	4,8	NA	absent	NA	3845,0	NA	G	NA	NA	yes
Boophis goudotii	0,8	-2,2	absent	39,5	289,8	6,1	C	mu_s	sn	no
Boophis guibei	1,1	-36,6	absent	73,1	312,6	4,0	C	mu_s	sn	no
Boophis haematopus	4,2	-12,9	present	169,5	59,0	3,6	D	mu_s	sn	no
Boophis idae	2,6	NA	present	24,2	988,0	NA	NA	NA	NA	NA
Boophis jaegeri	5,3	74,9	present	42,3	312,4	13,0	D	mu_s	sn	no
Boophis laurenti	2,6	NA	absent	NA	167,8	NA	C	NA	NA	no
Boophis liami	5,5	5,0	present	1,0	154,2	154,2	B	si_s	sn	no
Boophis lichenoides	2,2	NA	present	20,7	145,0	NA	C	mu_s	sn	no
Boophis luteus	3,2	5,4	present	1,0	73,3	73,3	B	si_s	sn	no
Boophis madagascariensis	1,0	-26,2	present	103,2	63,0	6,2	D	mu_s	sn	no
Boophis majori	3,5	-2,2	present	103,4	25,2	4,4	D	mu_s	sn	no
Boophis mandraka	4,6	5,1	present	1,0	47,8	47,8	B	si_s	sn	no
Boophis marojezensis	5,8	6,9	absent	8,6	1982,5	33,8	G	mu_s	mn	yes
Boophis microtypanum	2,6	5,9	absent	1,0	14,5	14,5	A	si_s	sn	no

Boophis miniatus	4,5	NA	absent	250,0	1990,0	NA	G	NA	mn	yes
Boophis occidentalis	0,7	NA	absent	57,2	996,0	10,8	G	mu_s	mn	yes
Boophis opisthodon	1,7	NA	absent	82,4	524,0	NA	E	mu_s	mn	no
Boophis periegetes	1,5	0,1	absent	1,0	450,0	450,0	A	si_s	sn	no
Boophis picturatus	4,3	-2,2	present	371,5	35,8	1,7	D	mu_s	sn	no
Boophis pyrrhus	4,1	NA	absent	54,7	3077,5	NA	E	mu_s	mn	no
Boophis rappiodes	3,0	-47,4	present	28,6	70,0	5,5	D	mu_s	sn	no
Boophis reticulatus	2,6	NA	present	1,0	139,0	NA	B	si_s	sn	no
Boophis rhodoscelis	2,7	2,9	absent	339,5	61,2	1,9	C	mu_s	sn	no
Boophis rufiocularis	2,4	NA	present	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Boophis sambirano	4,4	12,3	present	31,2	64,1	33,2	D	mu_s	sn	no
Boophis schuboeae	3,4	1,2	absent	1,0	145,1	145,1	A	si_s	sn	no
Boophis septentrionalis	3,0	-7,4	present	159,6	34,9	4,8	D	mu_s	sn	no
Boophis sibilans	3,1	3,3	present	1,0	125,5	125,5	B	si_s	sn	no
Boophis tampoka	3,4	NA	present	1,0	168,0	168,0	B	si_s	sn	no
Boophis tasymena	5,3	8,2	absent	18,5	108,0	13,2	C	mu_s	sn	no
Boophis tephraeomystax	3,4	NA	present	25,1	79,7	9,5	H	mu_s	mn	yes
Boophis tsilomaro	1,3	7,4	present	93,1	322,1	4,8	D	mu_s	sn	no

Boophis viridis	3,0	1,3	absent	198,6	202,1	3,7	D	mu_s	sn	no
Boophis vittatus	6,9	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	no
Boophis xerophilus	2,8	-2,8	absent	16,1	249,0	25,9	C	mu_s	mn	no
Brachycephalus darkside	3,4	NA	absent	56,9	111,5	NA	C	mu_s	sn	no
Brachycephalus pitanga	4,9	NA	absent	62,0	170,0	NA	C	mu_s	sn	no
Breviceps acutirostris	2,0	4,7	absent	120,0	216,7	6,8	C	mu_s	sn	no
Breviceps adspersus adspersus	2,0	1,2	absent	117,2	178,3	6,8	C	mu_s	sn	no
Breviceps bagginsi	3,0	0,4	absent	1,0	109,1	109,1	A	si_s	sn	no
Breviceps fuscus	1,8	0,5	absent	1,0	267,9	267,9	A	si_s	sn	no
Breviceps gibbosus	1,2	-6,0	absent	49,2	336,7	14,5	C	mu_s	sn	no
Breviceps macrops	1,5	0,1	absent	1,0	2136,0	2136,0	A	si_s	sn	no
Breviceps montanus	2,3	1,2	present	1,0	111,2	111,2	B	si_s	sn	no
Breviceps mossambicus	1,7	NA	absent	1,0	151,0	151,0	A	si_s	sn	no
Breviceps namaquensis	1,5	0,5	absent	1,0	195,4	195,4	A	si_s	sn	no
Breviceps pentheri	2,8	0,8	present	121,2	52,0	7,0	D	mu_s	sn	no
Breviceps poweri	1,8	1,4	absent	8,1	1238,4	66,3	C	mu_s	mn	no
Breviceps rosei rosei	2,3	0,7	absent	98,2	54,6	8,6	C	mu_s	sn	no
Breviceps rosei vansoni	2,5	2,8	present	1,0	36,3	36,3	B	si_s	sn	no

Breviceps sopranus	3,7	-0,1	absent	1,0	1453,0	1453,0	A	si_s	sn	no
Breviceps sylvestris sylvestris	2,2	-3,7	absent	105,9	47,2	8,4	C	mu_s	sn	no
Breviceps sylvestris taeniatus	1,9	NA	absent	1,0	210,0	210,0	A	si_s	sn	no
Breviceps verrucosus	2,0	0,0	absent	1,0	473,8	473,8	A	si_s	sn	no
Bufo bufo	0,9	NA	absent	NA	3198,5	NA	G	NA	mn	yes
Bufo spinosus	0,8	-6,6	absent	65,0	451,6	8,1	C	mu_s	sn	no
Bufotes balearicus	1,5	1,9	absent	15,7	5682,0	30,2	C	mu_s	sn	no
Bufotes siculus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Bufotes viridis	1,5	0,1	absent	13,8	4850,0	31,9	C	mu_s	sn	no
Cacosternum boettgeri	4,2	-2,2	absent	13,9	504,3	7,5	C	mu_s	sn	no
Cacosternum capense	2,4	-0,3	absent	64,9	271,0	9,3	C	mu_s	sn	no
Cacosternum karooicum	2,4	16,4	absent	51,9	1230,2	5,6	C	mu_s	sn	no
Cacosternum namaquense	2,5	-3,7	absent	106,1	299,8	4,4	C	mu_s	sn	no
Cacosternum nanum	4,1	-2,9	absent	203,6	74,3	4,0	C	mu_s	sn	no
Cacosternum parvum	4,3	6,3	present	123,5	54,0	4,8	D	mu_s	sn	no
Cacosternum platys	3,8	-3,3	absent	31,7	220,8	11,8	C	mu_s	sn	no
Cacosternum striatum	5,8	-1,8	absent	40,8	912,5	4,2	G	mu_s	mn	yes

Caecilia tentaculata	0,0	0,0	none	0,0	0,0	0,0	Z	ab	ab	ab
Callimedusa atelopoides	2,0	0,0	present	163,6	110,0	4,4	D	mu_s	sn	no
Callimedusa tomopterna	1,9	5,9	present	125,7	30,5	6,3	D	mu_s	sn	no
Callulina meteora	1,6	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	yes
Callulops biakensis	2,2	NA	absent	196,0	2120,0	NA	E	NA	NA	yes
Callulops wondiwoiensis	1,8	NA	absent	189,0	3490,0	NA	E	NA	NA	no
Callulops yapenensis	2,2	NA	absent	168,0	3730,0	NA	E	NA	NA	no
Capensibufo tradouwi	2,0	NA	absent	NA	516,0	NA	G	NA	mn	yes
Centrolene altitudinale	4,8	NA	absent	3,8	788,0	30,0	C	mu_s	sn	no
Centrolene buckleyi	3,6	0,0	present	77,5	131,0	10,3	H	mu_s	mn	yes
Centrolene condor	2,8	-9,5	present	27,0	407,5	8,3	D	mu_s	sn	no
Centrolene lynchi	5,4	-2,8	absent	14,8	338,0	15,4	C	mu_s	mn	yes
Centrolene peristictum	7,0	-43,6	present	175,0	40,0	5,1	D	mu_s	sn	no
Centrolene sabini	3,1	NA	absent	56,0	5120,0	NA	E	mu_s	mn	no
Centrolene savagei	6,2	NA	absent	5,7	350,0	17,7	C	mu_s	mn	no
Ceratophrys cornuta	2,4	3,8	absent	90,3	633,7	7,2	C	mu_s	sn	no
Ceratophrys cranwelli	2,4	4,6	absent	184,6	308,7	4,3	C	mu_s	sn	no
Ceratophrys joazeirensis	1,6	NA	NA	179,9	674,9	NA	NA	NA	NA	no



Chalcorana chalconota	3,1	-35,6	present	1,0	10,9	10,9	B	si_s	sn	no
Chalcorana parvaccola	2,5	-29,1	absent	NA	336,0	14,8	C	mu_s	sn	no
Chiasmocleis albopunctata	4,3	6,6	present	87,9	45,5	2,9	H	mu_s	mn	yes
Chiasmocleis anatis	3,5	3,2	absent	105,5	105,6	6,9	C	mu_s	sn	no
Chiasmocleis hudsoni	4,1	NA	absent	NA	2073,0	NA	G	NA	NA	yes
Chiasmocleis mantiqueira	3,1	NA	present	1,0	17,0	17,0	B	si_s	sn	no
Chiasmocleis shudikarensis	3,7	14,2	present	167,4	94,4	4,7	D	mu_s	sn	no
Chiasmocleis ventrimaculata	6,7	18,2	present	147,8	93,0	3,2	D	mu_s	sn	no
Chimerella mariaelenae	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Chiromantis rufescens	1,6	NA	absent	28,3	247,0	NA	C	NA	sn	no
Chiromantis vittiger	3,1	-1,1	present	1,0	52,3	52,3	B	si_s	sn	no
Chiromantis xerampelina	1,2	-24,0	absent	69,8	57,3	7,2	C	mu_s	sn	no
Choerophryne bisyllaba	3,5	NA	absent	134,5	390,0	NA	G	mu_s	mn	yes
Choerophryne crucifer	5,5	NA	absent	1,0	20,6	20,6	A	si_s	sn	no
Choerophryne gracilirostris	4,4	NA	absent	183,6	400,0	NA	E	NA	mn	no
Choerophryne multisyllaba	3,8	NA	absent	23,8	850,0	5,6	C	mu_s	sn	no
Choerophryne murrita	3,5	NA	absent	1,0	151,0	NA	A	si_s	sn	no
Clinotarsus curtipes	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Cochranella granulosa	4,3	-4,9	present	48,4	887,0	14,3	G	mu_s	mn	yes
Cochranella mache	5,6	5,2	absent	10,0	200,0	33,0	C	mu_s	mn	no
Cochranella nola	5,5	-1,7	present	1,0	40,0	40,0	B	si_s	sn	no
Colostethus inguinalis	3,8	9,2	present	9,5	314,7	51,9	D	mu_s	sn	no
Colostethus jacobuspetersi	3,4	1,1	present	1,0	312,6	312,6	B	si_s	sn	no
Colostethus latinasus	2,7	NA	NA	10,3	975,0	41,0	NA	mu_s	sn	no
Cophixalus bombiens	4,4	41,9	absent	113,6	591,6	6,0	C	mu_s	sn	no
Cophixalus caverniphilus	2,5	NA	absent	6,6	1770,0	NA	G	mu_s	mn	yes
Cophixalus concinnus	2,8	21,5	absent	11,4	2922,8	4,6	C	mu_s	sn	no
Cophixalus crepitans	4,7	NA	absent	41,8	1699,0	NA	C	mu_s	NA	NA
Cophixalus exiguus	3,7	NA	absent	15,1	1109,8	NA	C	mu_s	sn	no
Cophixalus hosmeri	4,6	NA	absent	30,6	1241,8	NA	C	mu_s	sn	no
Cophixalus infacetus	3,7	-14,2	absent	67,3	1057,3	3,3	C	mu_s	sn	no
Cophixalus kulakula	2,0	NA	absent	407,9	380,0	NA	G	mu_s	mn	yes
Cophixalus monosyllabus	2,8	NA	absent	1,0	196,0	NA	A	si_s	sn	no
Cophixalus monticola	2,8	24,1	absent	35,1	627,6	6,8	C	mu_s	sn	no
Cophixalus neglectus	3,0	6,5	absent	158,9	497,1	5,5	C	mu_s	sn	no
Cophixalus ornatus	2,8	NA	absent	260,9	533,9	NA	C	NA	sn	no

Cophixalus pakayakulangun	1,7	NA	absent	22,0	1160,0	NA	C	mu_s	sn	no
Cophixalus saxatilis	1,5	-17,2	absent	6,0	1911,5	6,7	C	mu_s	sn	no
Cophyla barbouri	3,9	2,4	absent	1,0	142,0	142,6	A	si_s	sn	no
Cophyla berara	2,9	0,0	absent	1,0	786,0	785,6	A	si_s	sn	no
Cophyla cowanii	4,8	NA	absent	1,0	242,0	NA	A	si_s	sn	no
Cophyla grandis	0,9	-11,2	present	1,0	61,0	30,7	B	si_s	sn	no
Cophyla milloti	3,0	3,9	absent	1,0	48,2	47,3	A	si_s	sn	no
Cophyla occultans	3,7	0,5	absent	1,0	378,6	379,6	A	si_s	sn	no
Cophyla phyllodactyla	2,3	-0,3	absent	1,0	414,5	413,6	A	si_s	sn	no
Cophyla pollicaris	2,8	1,5	absent	1,0	193,0	193,5	A	si_s	sn	no
Cophyla tetra	4,1	1,3	absent	1,0	33,4	33,4	A	si_s	sn	no
Cophyla tuberifera	2,7	1,7	present	1,0	260,5	258,6	B	si_s	sn	no
Cornufer papuensis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Craugastor augusti	0,8	NA	absent	NA	385,0	NA	C	NA	sn	no
Craugastor crassidigitus	2,1	12,2	absent	19,5	1306,0	14,6	C	mu_s	sn	no
Craugastor fitzingeri	2,5	2,3	absent	7,0	2704,0	11,6	C	mu_s	sn	no
Craugastor gollmeri	1,7	NA	absent	7,5	1734,4	NA	E	mu_s	mn	no
Crinia deserticola	4,6	-1,0	present	588,0	68,4	0,7	F	mu_s	mn	no

Crinia parinsignifera	4,2	-3,4	present	336,2	201,2	1,8	D	mu_s	sn	no
Crinia remota	3,7	0,0	absent	15,3	872,0	4,7	C	mu_s	sn	no
Crinia signifera	2,8	2,8	absent	27,8	252,0	8,7	C	mu_s	sn	no
Crinia tinnula	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sn	no
Cruziohyla craspedopus	0,8	-4,5	present	143,2	80,3	5,0	D	mu_s	sn	no
Ctenophryne geayi	2,6	NA	absent	44,0	4110,0	NA	C	mu_s	sn	no
Dendrobates auratus	3,1	-38,9	absent	72,4	4033,0	5,6	C	mu_s	sn	no
Dendrobates leucomelas	3,0	10,1	absent	18,3	8794,0	12,1	C	mu_s	sn	no
Dendrobates tinctorius	3,0	26,5	absent	139,8	869,0	2,7	C	mu_s	sn	no
Dendropsophus acreanus	2,7	5,8	present	139,8	261,0	4,9	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus berthalutzae	4,0	NA	absent	95,2	42,0	NA	C	mu_s	sn	no
Dendropsophus bifurcus	3,0	7,1	present	177,1	96,0	3,3	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus brevifrons	4,0	-3,2	absent	119,6	319,0	4,9	G	mu_s	mn	yes
Dendropsophus carnifex	2,7	-0,4	absent	217,7	2287,8	9,3	G	mu_s	mn	yes
Dendropsophus delarivai	3,8	-3,0	absent	149,7	1094,7	7,2	G	mu_s	mn	yes
Dendropsophus ebraccatus	3,4	8,2	present	94,4	174,8	6,1	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus elegans	3,2	15,3	present	132,4	111,3	5,5	H	mu_s	mn	yes
Dendropsophus gryllatus	3,7	11,0	absent	75,6	274,5	6,6	G	mu_s	mn	yes

Dendropsophus jimi	4,1	-4,7	present	133,5	25,8	5,9	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus joannae	6,8	-4,4	absent	96,7	643,3	8,6	G	mu_s	mn	yes
Dendropsophus koechlini	4,5	-0,3	absent	63,2	390,2	8,8	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus leali	6,6	8,3	present	125,0	32,0	5,2	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus leucophyllatus	2,6	4,9	absent	168,0	276,5	4,3	E	mu_s	mn	no
Dendropsophus luteocellatus	2,9	17,8	absent	163,2	337,8	4,6	G	mu_s	mn	yes
Dendropsophus marmoratus	2,2	4,7	present	136,0	158,6	6,0	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus melanargyreus	2,0	-6,2	absent	112,2	317,2	6,7	C	mu_s	sn	no
Dendropsophus microcephalus	5,5	-2,7	absent	228,7	790,5	3,4	G	mu_s	mn	yes
Dendropsophus microps	4,6	-10,9	absent	197,2	583,6	3,7	G	mu_s	mn	yes
Dendropsophus minusculus	9,2	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Dendropsophus minutus	4,3	NA	present	NA	171,2	NA	NA	NA	NA	yes
Dendropsophus nahdereri	2,5	-13,2	present	83,0	607,1	6,4	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus nanus	4,4	-9,6	present	346,0	15,5	1,8	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus novaisi	3,4	NA	absent	86,6	880,0	4,0	C	mu_s	sn	no

Dendropsophus oliveirai	6,1	NA	absent	156,7	65,0	6,0	C	mu_s	sn	no
Dendropsophus ozzy	9,6	NA	absent	1,0	248,0	248,0	A	si_s	sn	no
Dendropsophus parviceps	3,9	0,0	present	166,4	135,8	3,7	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus phlebodes	3,3	7,8	absent	154,8	953,0	6,6	G	NA	mn	yes
Dendropsophus pseudomeridianus	5,0	NA	absent	477,0	11,0	NA	C	mu_s	sn	no
Dendropsophus rhodopeplus	7,2	NA	absent	137,9	307,0	NA	NA	NA	NA	NA
Dendropsophus riveroi	5,0	7,0	present	275,1	20,6	2,9	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus rubicundulus	3,1	NA	absent	NA	4425,0	NA	NA	NA	NA	NA
Dendropsophus sanborni	5,1	3,3	absent	95,7	56,5	5,7	G	mu_s	mn	yes
Dendropsophus sarayacuensis	2,4	NA	absent	67,8	312,0	NA	G	NA	mn	yes
Dendropsophus seniculus	4,0	NA	absent	151,4	315,0	NA	C	mu_s	sn	no
Dendropsophus studerae	5,8	NA	absent	122,0	90,0	NA	C	mu_s	sn	no
Dendropsophus timbeba	3,5	-3,6	absent	153,8	378,5	5,5	E	mu_s	mn	no
Dendropsophus triangulum	2,4	NA	present	12,6	317,0	NA	D	mu_s	sn	no
Dendropsophus tritaeniatus	4,1	-5,6	absent	157,9	38,0	4,4	C	mu_s	sn	no

Dermatonotus muelleri	1,8	NA	absent	115,4	6471,0	NA	C	mu_s	sn	no
Diasporus citrinobapheus	2,9	NA	present	1,0	154,0	154,0	B	si_s	sn	no
Diasporus diastema	3,1	6,1	present	1,0	109,7	109,7	B	si_s	sn	no
Diasporus gularis	3,0	3,0	present	1,0	130,9	130,9	B	si_s	sn	no
Diasporus igneus	2,4	NA	absent	1,0	70,0	70,0	A	si_s	sn	no
Diasporus ventrimaculatus	2,6	NA	absent	1,0	79,7	79,7	A	si_s	sn	no
Diasporus vocator	6,9	-9,0	absent	128,1	61,8	6,4	C	mu_s	sn	no
Discoglossus galganoi	1,1	-6,5	absent	90,4	235,5	6,7	C	mu_s	sn	no
Discoglossus jeanneae	1,1	NA	absent	NA	324,5	NA	C	NA	sn	no
Discoglossus pictus	1,1	NA	absent	NA	1285,0	NA	NA	NA	mn	no
Dryophytes andersonii	1,2	NA	present	NA	186,6	NA	D	NA	sn	no
Dryophytes arenicolor	2,8	0,8	absent	208,7	798,5	4,4	F	mu_s	mn	no
Dryophytes avivoca	2,5	1,5	absent	7,4	2176,5	60,3	C	mu_s	mn	no
Dryophytes chrysoscelis	2,5	29,2	absent	41,8	640,4	12,0	C	mu_s	sn	no
Dryophytes cinereus	2,7	-2,4	present	239,7	159,1	3,1	D	mu_s	sn	no
Dryophytes eximius	1,9	4,6	present	99,2	193,8	5,6	D	mu_s	sn	no
Dryophytes femoralis	2,1	-5,3	absent	86,5	55,5	9,4	C	mu_s	sn	no
Dryophytes gratiosus	0,6	0,0	absent	27,8	179,7	6,6	C	mu_s	sn	no

Dryophytes squirellus	3,3	6,0	present	116,9	198,4	5,9	D	mu_s	sn	no
Dryophytes versicolor	2,1	11,8	absent	19,2	780,2	28,1	C	mu_s	mn	no
Dryophytes wrightorum	1,9	-19,8	absent	85,7	211,2	3,9	C	mu_s	sn	no
Duttaphrynus melanostictus	1,5	NA	present	NA	108,2	NA	H	NA	mn	yes
Duttaphrynus scaber	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Dyscophus antongilii	0,7	NA	absent	NA	NA	NA	NA	NA	sn	no
Dyscophus guineti	0,9	NA	absent	NA	NA	NA	NA	NA	mn	no
Dyscophus insularis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sn	no
Ecnomiohyla sukia	1,2	NA	absent	NA	8010,0	NA	E	NA	mn	no
Ectopoglossus isthminus	4,3	NA	present	1,0	85,0	85,0	B	si_s	sn	no
Edalorhina perezi	2,8	4,6	absent	10,0	1196,4	44,0	C	mu_s	mn	no
Elachistocleis bicolor	5,2	NA	absent	99,4	5576,0	NA	C	mu_s	sn	no
Elachistocleis cesarii	3,5	NA	absent	238,2	1900,0	4,2	C	NA	sn	no
Elachistocleis erythrogaster	3,8	NA	absent	98,1	2636,8	NA	C	mu_s	sn	no
Elachistocleis helianneae	4,4	NA	absent	119,2	1800,0	NA	C	NA	sn	no
Elachistocleis muiraquitana	3,8	NA	absent	195,7	3940,0	5,1	C	mu_s	sn	no
Elachistocleis ovalis	4,7	NA	absent	155,1	2468,0	NA	C	mu_s	sn	no
Elachistocleis panamensis	4,8	12,0	present	30,4	461,2	20,9	D	mu_s	sn	no



Elachistocleis piauiensis	4,5	NA	absent	NA	2240,0	3,0	C	NA	sn	no
Elachistocleis skotogaster	3,5	NA	absent	163,3	3744,0	NA	C	NA	sn	no
Eleutherodactylus acmonis	2,8	59,7	present	1,0	10,0	10,0	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus adelus	5,1	4,5	absent	8,0	301,7	15,7	C	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus antillensis	2,4	1,8	present	18,8	106,3	41,9	H	mu_s	mn	yes
Eleutherodactylus atkinsi	2,7	59,4	absent	2,6	1402,5	8,4	C	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus auriculatus	4,8	28,2	absent	18,6	230,8	5,6	C	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus bartonsmithi	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus blairhedgesi	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus bresslerae	1,7	28,0	present	1,0	17,7	17,7	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus casparii	4,4	-10,4	present	1,0	16,6	16,6	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus cattus	3,1	NA	present	1,0	196,0	196,0	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus coqui	2,8	2,8	present	5,4	370,4	114,3	H	mu_s	mn	yes
Eleutherodactylus cubanus	6,9	16,7	present	6,8	294,8	41,4	H	mu_s	mn	yes
Eleutherodactylus cuneatus	1,6	-11,3	present	1,0	55,0	55,0	B	si_s	sn	no

Eleutherodactylus cystignathoides	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus dimidiatus	2,9	-73,4	present	1,0	13,3	13,3	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus eileenae	3,2	0,8	present	9,0	222,1	75,0	H	mu_s	mn	yes
Eleutherodactylus erythroproctus	3,8	-9,4	present	1,0	34,9	34,9	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus etheridgei	4,4	-5,1	present	1,0	33,8	33,8	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus feichtingeri	3,8	NA	present	1,0	27,7	27,7	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus glamyrus	3,4	1,7	present	1,0	100,8	100,8	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus greyi	1,6	4,2	present	1,0	41,5	41,5	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus grunwaldi	2,1	NA	present	1,0	70,0	70,0	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus guanahacabibes	3,0	1,8	present	15,7	127,0	15,7	D	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus guantanamera	2,7	0,9	absent	9,7	413,6	52,2	C	mu_s	mn	no
Eleutherodactylus gundlachi	2,6	19,9	absent	4,3	697,0	31,2	H	mu_s	mn	yes

Eleutherodactylus guttilatus	2,3	-20,9	present	1,0	19,6	19,6	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus iberia	7,0	36,2	present	1,0	9,0	9,0	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus intermedius	2,0	0,4	present	1,0	53,3	53,3	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus ionthus	2,8	2,2	absent	10,6	284,2	54,5	C	mu_s	mn	no
Eleutherodactylus jaumei	7,1	-7,8	present	1,0	11,1	11,1	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus johnstonei	3,9	11,4	present	8,1	247,0	65,7	H	mu_s	mn	yes
Eleutherodactylus klinikowskii	4,0	-33,7	present	1,0	21,0	21,0	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus leberi	2,2	5,4	present	13,3	150,5	16,0	H	mu_s	mn	yes
Eleutherodactylus limbatus	6,9	66,1	present	1,0	15,6	15,6	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus mariposa	1,6	-4,1	present	1,0	42,3	42,3	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus marnockii	2,2	-17,4	present	1,0	18,4	18,4	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus melacara	2,5	-1,0	absent	9,8	2150,0	9,6	C	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus michaelsschmidi	1,2	NA	present	NA	785,8	NA	NA	NA	NA	yes

Eleutherodactylus orientalis	6,5	58,9	present	1,0	20,8	20,8	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus pezopetrus	1,8	16,4	present	9,3	214,4	15,0	H	mu_s	mn	yes
Eleutherodactylus pinarensis	1,4	1,7	present	18,1	110,3	19,8	D	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus planirostris	2,4	5,2	absent	17,1	175,4	19,5	C	mu_s	mn	no
Eleutherodactylus principalis	3,0	-17,1	present	1,0	6,9	6,9	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus ricordii	3,1	48,5	present	21,9	91,2	11,7	D	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus riparius	3,2	-31,4	absent	59,7	116,0	7,5	C	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus rivularis	2,3	24,6	present	1,0	14,0	14,0	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus ronaldi	3,2	0,0	absent	1,0	3,4	3,4	A	si_s	sn	no
Eleutherodactylus simulans	3,6	-24,4	present	1,0	29,0	29,0	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus staurometopon	3,0	1,2	absent	13,3	329,3	16,0	C	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus symingtoni	0,9	-1,5	present	1,0	113,7	113,7	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus tetajulia	3,0	8,7	present	1,0	31,6	31,8	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus thomasi	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Eleutherodactylus toa	4,4	-8,8	absent	75,1	86,5	6,8	C	mu_s	sn	no
Eleutherodactylus tonyi	2,3	1,2	absent	1,0	28,4	28,4	A	si_s	sn	no
Eleutherodactylus turquinensis	1,6	1,4	absent	1,0	246,3	246,3	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus varians	2,5	1,3	absent	11,7	255,9	53,6	C	mu_s	mn	no
Eleutherodactylus varleyi	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus wixarika	2,8	NA	present	1,0	130,0	130,0	B	si_s	sn	no
Eleutherodactylus zeus	0,5	NA	present	NA	40,3	NA	D	NA	sn	no
Eleutherodactylus zugi	4,3	-34,6	present	1,0	24,0	24,0	B	si_s	sn	no
Engystomops coloradum	1,1	-1,0	present	1,0	149,2	149,2	B	si_s	sn	no
Engystomops guayaco	2,0	-29,3	present	61,5	49,3	4,4	H	mu_s	mn	yes
Engystomops montubio	1,1	NA	present	144,9	78,1	5,1	H	mu_s	mn	yes
Engystomops petersi	0,8	-7,5	present	1,0	46,0	46,0	B	si_s	sn	no
Engystomops pustulatus	0,9	-0,7	present	1,0	518,2	518,2	B	si_s	sn	no
Engystomops pustulosus	1,1	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Engystomops puyango	2,2	-5,5	present	6,1	325,6	99,0	H	mu_s	mn	yes
Engystomops randi	1,3	-17,5	present	52,2	194,3	7,7	D	mu_s	sn	no
Epidalea calamita	1,4	-1,2	absent	62,3	438,0	11,8	C	mu_s	sn	no
Epipedobates anthonyi	5,1	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Epipedobates boulengeri	5,1	25,0	present	35,4	202,2	13,4	D	mu_s	sn	no
Epipedobates darwinwallacei	4,8	12,3	absent	29,3	2939,0	11,9	C	mu_s	sn	no
Epipedobates machalilla	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Epipedobates tricolor	4,6	9,2	absent	30,4	1756,1	15,7	C	mu_s	sn	no
Espadarana andina	5,7	6,2	present	153,8	26,0	5,3	D	mu_s	sn	no
Espadarana audax	6,5	-24,8	present	131,9	45,5	5,8	D	mu_s	sn	no
Espadarana prosoblepon	7,0	NA	absent	7,9	380,0	28,0	C	mu_s	mn	no
Euphlyctis aloysii	2,7	-5,9	absent	45,1	576,0	13,8	C	mu_s	sn	no
Euphlyctis cyanophlyctis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Euphlyctis mudigere	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Excidobates captivus	5,7	NA	NA	NA	185,2	NA	NA	NA	NA	no
Excidobates mysteriosus	3,7	NA	absent	60,8	1044,0	NA	C	mu_s	sn	no
Fejervarya cancrivora	2,2	14,6	absent	121,8	818,6	5,8	E	mu_s	mn	no
Fejervarya kawamurai	1,2	NA	NA	100,0	100,0	NA	NA	mu_s	sn	no
Fejervarya limnocharis	2,0	7,6	present	96,8	140,5	8,0	D	mu_s	sn	no
Fejervarya sahyadris	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Frostius erythrophthalmus	3,1	NA	absent	6,8	7540,0	NA	C	mu_s	sn	no
Frostius pernambucensis	2,4	NA	absent	7,0	10590,0	NA	C	mu_s	sn	no

Gastrophryne carolinensis	3,5	11,6	absent	221,3	1458,8	5,5	C	mu_s	sn	no
Gastrophryne olivacea	4,0	3,6	absent	188,2	2168,3	3,9	C	mu_s	sn	no
Gastrotheca fissipes	1,5	NA	absent	60,8	51,0	12,0	C	mu_s	sn	no
Gastrotheca lojana	1,5	NA	absent	NA	1399,5	NA	G	NA	mn	yes
Gastrotheca pachachacae	2,3	NA	absent	37,8	1294,4	NA	C	mu_s	sn	no
Gastrotheca plumbea	1,1	NA	absent	NA	1104,0	NA	E	NA	mn	no
Gastrotheca prasina	1,4	NA	present	31,5	757,0	NA	H	mu_s	mn	yes
Gastrotheca recava	1,4	NA	present	29,9	106,0	NA	D	mu_s	sn	no
Gastrotheca riobambae	1,7	1,7	absent	58,6	502,6	13,4	C	mu_s	sn	no
Gastrotheca testudinea	1,0	1,9	absent	33,0	1503,0	14,3	G	mu_s	mn	yes
Gephyromantis ambohitra	3,3	NA	absent	NA	198,6	NA	C	NA	sn	no
Gephyromantis asper	3,3	NA	absent	11,7	256,6	15,0	E	mu_s	mn	no
Gephyromantis blanci	4,4	-3,0	present	1,0	20,5	20,5	B	si_s	sn	no
Gephyromantis boulengeri	4,0	NA	NA	NA	1278,0	NA	NA	NA	NA	NA
Gephyromantis cornutus	1,8	-1,3	absent	230,0	90,9	3,4	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis corvus	3,3	NA	absent	NA	274,0	NA	C	NA	sn	no
Gephyromantis decaryi	3,7	NA	present	307,6	92,2	NA	D	mu_s	sn	NA
Gephyromantis eiselti	4,2	0,9	absent	1,0	188,2	189,9	A	si_s	sn	no

Gephyromantis enki	4,8	-10,3	present	1,0	46,0	20,6	B	si_s	sn	no
Gephyromantis granulatus	3,5	6,0	present	201,5	132,6	3,4	D	mu_s	sn	no
Gephyromantis horridus	3,0	27,7	absent	13,1	2155,0	4,6	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis klemmeri	4,3	1,0	absent	37,7	738,2	9,7	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis leucocephalus	4,2	11,4	present	101,5	19,7	8,8	D	mu_s	sn	no
Gephyromantis leucomaculatus	3,1	NA	present	1,0	85,0	NA	B	si_s	sn	no
Gephyromantis luteus	3,5	13,4	present	1,0	23,2	23,2	B	si_s	sn	no
Gephyromantis mafy	4,3	NA	present	385,0	258,0	NA	D	NA	sn	no
Gephyromantis malagasius	3,5	-12,5	absent	19,8	802,6	4,0	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis moseri	4,4	-5,2	present	314,0	77,6	2,1	D	mu_s	sn	no
Gephyromantis plicifer	2,8	NA	present	1,0	75,3	75,3	B	si_s	sn	no
Gephyromantis pseudoasper	3,6	NA	present	NA	313,1	NA	F	NA	mn	no
Gephyromantis redimitus	1,3	NA	absent	NA	295,3	NA	G	NA	mn	yes
Gephyromantis rivicola	4,7	-1,3	absent	14,5	1055,0	8,4	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis runewsweeki	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Gephyromantis salegy	2,7	0,4	absent	10,4	768,0	20,8	C	mu_s	mn	no



Gephyromantis schilfi	3,1	12,5	absent	145,1	411,7	3,9	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis sculpturatus	3,2	6,5	present	1,0	67,8	45,6	B	si_s	sn	no
Gephyromantis silvanus	2,9	-6,4	absent	26,0	2151,0	13,0	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis striatus	3,6	-29,3	absent	38,3	585,3	3,4	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis tandroka	3,1	NA	present	NA	79,0	NA	B	si_s	sn	no
Gephyromantis thelenae	4,3	NA	present	NA	553,4	NA	D	NA	sn	no
Gephyromantis tschenki	2,8	0,1	absent	62,3	313,6	6,6	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis ventrimaculatus	3,0	4,9	absent	22,3	396,9	9,6	C	mu_s	sn	no
Gephyromantis webbi	4,1	NA	present	NA	633,9	NA	F	NA	mn	no
Gephyromantis zavona	3,8	NA	absent	NA	554,9	NA	E	NA	mn	no
Ghatophryne ornata	5,6	-1,0	present	113,9	41,4	5,4	D	mu_s	sn	no
Glandirana susurra	0,5	NA	absent	58,7	1341,7	NA	C	mu_s	sn	no
Gracixalus jinggangensis	2,6	NA	absent	6,0	496,0	57,0	G	mu_s	mn	yes
Gracixalus quangi	4,4	NA	present	NA	370,0	NA	NA	NA	NA	NA
Guibemantis bicalcaratus	4,3	NA	absent	16,0	313,0	NA	C	mu_s	sn	no
Guibemantis depressiceps	2,0	5,2	absent	32,7	132,4	13,1	C	mu_s	sn	no
Guibemantis liber	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Guibemantis timidus	1,9	NA	absent	34,9	86,0	NA	C	mu_s	sn	no
Guibemantis tornieri	1,7	NA	absent	10,1	396,0	NA	C	mu_s	mn	no
Haddadus aramunha	1,0	NA	NA	132,0	38,0	NA	NA	mu_s	sn	no
Haddadus binotatus	1,5	-34,2	absent	228,6	17,5	3,1	C	mu_s	sn	no
Hadromophryne natalensis	1,6	0,0	absent	1,0	140,2	140,2	A	si_s	sn	no
Hamptophryne boliviana	0,9	NA	absent	NA	358,8	NA	NA	NA	sn	no
Heleioporus australiacus	0,4	0,0	absent	12,4	410,2	38,7	C	mu_s	mn	no
Heleophryne depressa	2,3	0,3	absent	1,0	70,8	70,8	A	si_s	sn	no
Heleophryne hewitti	2,0	-0,8	absent	1,0	85,6	85,6	A	si_s	sn	no
Heleophryne orientalis	2,5	8,2	present	1,0	46,0	46,0	B	si_s	sn	no
Heleophryne purcelli	2,0	5,3	present	1,0	23,8	23,8	B	si_s	sn	no
Heleophryne regis	2,0	-4,2	absent	89,4	114,1	3,6	C	mu_s	sn	no
Heleophryne rosei	1,7	1,9	present	1,0	41,1	41,1	B	si_s	sn	no
Hemisis guttatus	2,2	19,2	absent	46,9	2232,5	14,1	C	mu_s	sn	no
Hemisis marmoratus	3,7	34,2	absent	68,3	4413,3	10,2	C	mu_s	sn	no
Heterixalus alboguttatus	3,5	-2,9	present	379,0	24,8	1,9	D	mu_s	sn	no
Heterixalus andrakata	3,6	NA	absent	421,1	564,0	NA	G	mu_s	mn	yes
Heterixalus betsileo	3,6	-14,3	present	206,5	159,8	3,6	D	mu_s	sn	no

Heterixalus boettgeri	3,3	NA	present	NA	32,2	NA	D	NA	sn	no
Heterixalus carbonei	3,7	NA	present	166,7	492,0	NA	D	NA	sn	no
Heterixalus luteostriatus	3,3	NA	absent	5,4	NA	NA	C	NA	sn	no
Heterixalus madagascariensis	3,7	0,0	present	485,7	16,3	1,0	C	mu_s	sn	no
Heterixalus punctatus	3,5	NA	absent	208,8	1560,0	NA	G	NA	mn	yes
Heterixalus rutenbergi	3,0	8,4	absent	37,9	252,7	12,6	C	mu_s	sn	no
Heterixalus tricolor	3,0	1,8	absent	422,9	236,5	1,3	G	mu_s	mn	yes
Heterixalus variabilis	3,4	NA	absent	500,0	364,0	NA	G	NA	NA	NA
Hildebrandtia ornata	1,2	NA	present	172,3	421,8	NA	D	mu_s	sn	no
Hoplobatrachus crassus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Hoplobatrachus litoralis	1,2	NA	NA	71,4	280,0	NA	NA	mu_s	sn	no
Hoplobatrachus occipitalis	0,6	NA	present	91,3	209,0	7,5	D	mu_s	sn	no
Hoplobatrachus tigerinus	1,3	12,8	absent	62,1	215,3	9,2	C	mu_s	sn	no
Huia masonii	8,1	2,2	present	1,0	22,8	22,8	B	si_s	sn	no
Huia sumatrana	6,3	-14,1	present	1,0	45,3	45,3	B	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium bergeri	4,5	0,5	present	1,0	117,7	117,7	B	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium cappellei	4,7	NA	present	NA	210,0	NA	C	NA	sn	no

Hyalinobatrachium carlesvilai	4,8	NA	present	29,9	134,0	NA	D	mu_s	sn	no
Hyalinobatrachium chirripoi	4,4	NA	present	63,2	285,0	NA	D	mu_s	sn	NA
Hyalinobatrachium colymbiophyllum	3,7	2,1	absent	21,9	456,0	26,2	C	mu_s	mn	no
Hyalinobatrachium diana	3,4	NA	absent	1,0	501,0	501,0	A	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium duranti	4,1	NA	present	1,0	80,0	80,0	B	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium fleischmanni	4,9	7,5	present	1,0	92,0	92,0	B	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium fragile	3,8	NA	absent	1,0	140,0	140,0	A	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium guairarepanensis	3,9	NA	absent	1,0	200,0	200,0	A	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium iaspidiense	4,6	NA	absent	245,6	73,3	NA	C	mu_s	sn	no
Hyalinobatrachium kawense	5,8	NA	present	100,0	90,0	NA	D	mu_s	sn	no
Hyalinobatrachium mesai	4,4	NA	absent	186,7	75,0	NA	C	mu_s	sn	no
Hyalinobatrachium mondolfii	5,1	NA	absent	1,0	215,0	215,0	A	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium orientale	4,8	NA	absent	1,0	240,0	240,0	A	si_s	sn	no

Hyalinobatrachium orocostale	3,4	NA	absent	1,0	180,0	180,0	A	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium pallidum	3,7	NA	absent	1,0	133,0	133,0	A	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium pellucidum	5,0	NA	absent	1,0	150,0	150,0	A	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium talamancae	4,9	NA	present	1,0	300,0	300,0	B	si_s	sn	no
Hyalinobatrachium tatayoi	4,7	NA	present	63,0	135,0	NA	D	mu_s	sn	no
Hyalinobatrachium tricolor	4,8	NA	absent	20,0	200,0	NA	C	mu_s	mn	no
Hyalinobatrachium yaku	5,3	NA	absent	1,0	300,0	300,0	B	si_s	sn	no
Hydrolaetare schmidtii	0,6	NA	absent	116,5	1737,0	NA	C	mu_s	sn	no
Hydrophylax malabaricus	1,1	11,8	present	1,0	38,1	33,0	B	si_s	sn	no
Hyla arborea	2,5	-3,3	present	114,0	67,5	6,2	C	mu_s	sn	no
Hyla intermedia	2,4	-6,3	present	168,1	45,6	4,5	D	mu_s	sn	no
Hyla meridionalis	2,1	-5,9	absent	86,5	532,0	6,8	C	mu_s	sn	no
Hyla molleri	2,5	3,5	present	99,9	80,1	6,4	D	mu_s	sn	no
Hyla sarda	2,0	-29,9	present	167,3	51,4	4,5	D	mu_s	sn	no
Hyla savignyi	2,4	-4,3	present	125,4	134,0	6,7	D	mu_s	sn	no
Hylarana celebensis	2,8	NA	absent	NA	680,5	NA	E	NA	mn	no

Hylarana erythraea	3,6	NA	absent	NA	1056,5	NA	NA	NA	mn	yes
Hylodes asper	5,9	16,7	present	1,0	28,9	28,9	B	si_s	sn	no
Hylodes heyeri	4,2	NA	absent	29,7	1110,0	30,0	E	mu_s	mn	no
Hylodes perplicatus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Hylodes phyllodes	4,9	NA	NA	NA	1787,5	23,0	NA	NA	NA	no
Hylodes uai	4,4	NA	present	12,4	1050,0	45,0	D	mu_s	sn	no
Hyloscirtus albopunctulatus	2,4	4,4	present	1,0	46,8	46,8	B	si_s	sn	no
Hyloscirtus alytolylax	2,9	4,6	present	17,9	335,0	26,6	D	mu_s	sn	no
Hyloscirtus armatus	2,8	1,2	present	1,0	280,7	280,7	B	si_s	sn	no
Hyloscirtus charazani	1,7	5,8	absent	58,9	375,4	10,5	D	mu_s	sn	no
Hyloscirtus condor	1,3	0,0	absent	1,0	529,5	529,5	A	si_s	sn	no
Hyloscirtus criptico	1,6	NA	absent	1,0	188,5	188,5	A	si_s	sn	no
Hyloscirtus lindae	1,6	NA	absent	31,5	444,7	NA	C	mu_s	sn	no
Hyloscirtus pacha	1,9	NA	absent	1,0	177,6	177,6	A	si_s	sn	no
Hyloscirtus palmeri	2,5	3,3	present	1,0	82,6	82,6	B	si_s	sn	no
Hyloscirtus pantostictus	1,6	NA	present	36,2	394,6	NA	D	mu_s	sn	no
Hyloscirtus phyllognathus	2,9	0,2	absent	1,0	91,4	91,4	A	si_s	sn	no
Hyloscirtus psarolaimus	2,4	NA	present	35,1	185,2	NA	D	mu_s	sn	no

Hyloscirtus staufferorum	1,8	NA	absent	1,0	179,4	179,4	A	si_s	sn	no
Hyloscirtus tapichalaca	1,5	NA	absent	1,0	159,1	159,1	A	si_s	sn	no
Hyloscirtus torrenticola	2,3	3,9	absent	1,0	44,3	44,3	A	si_s	sn	no
Hyloxalus awa	5,2	24,5	present	1,0	30,9	30,9	B	si_s	sn	no
Hyloxalus azureiventris	4,1	-1,2	present	1,0	18,8	18,8	B	si_s	sn	no
Hyloxalus bocagei	4,7	NA	present	16,2	123,2	NA	C	mu_s	mn	yes
Hyloxalus elachyhistus	5,0	10,4	present	1,0	46,4	46,4	B	si_s	sn	no
Hyloxalus infraguttatus	4,8	10,7	present	67,7	44,3	13,9	D	mu_s	sn	no
Hyloxalus italo	3,6	NA	absent	1,0	45,6	45,6	A	si_s	sn	no
Hyloxalus maculosus	4,1	NA	absent	13,8	145,4	NA	C	mu_s	mn	yes
Hyloxalus nexipus	5,9	9,9	present	213,8	23,0	3,8	D	mu_s	sn	no
Hyloxalus sauli	3,0	NA	absent	1,0	13,4	13,4	A	si_s	sn	no
Hyloxalus toachi	4,2	5,3	present	47,7	52,4	18,2	D	mu_s	sn	no
Hyloxalus yasuni	3,6	NA	present	1,0	33,9	33,9	B	si_s	sn	no
Hyperolius argus	2,8	20,1	present	1,0	25,7	25,7	B	si_s	sn	no
Hyperolius benguellensis	4,4	3,3	absent	230,5	179,5	4,1	G	mu_s	mn	yes
Hyperolius bolifambae	3,9	19,8	absent	59,3	333,3	5,8	C	mu_s	sn	no
Hyperolius chlorosteus	2,5	0,2	absent	1,0	206,0	206,0	A	si_s	sn	no

Hyperolius concolor	2,8	3,4	present	41,2	186,2	11,2	D	mu_s	sn	no
Hyperolius cystocandicans	2,8	NA	absent	1,0	85,6	85,6	A	si_s	sn	no
Hyperolius endjami	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Hyperolius fusciventris fusciventris	5,5	NA	absent	31,3	648,6	NA	C	NA	sn	no
Hyperolius fusciventris lamotensis	5,2	NA	absent	26,1	534,0	NA	C	NA	sn	no
Hyperolius glandicolor	2,5	NA	present	1,0	72,4	72,4	B	si_s	sn	no
Hyperolius guttulatus	2,0	NA	absent	11,3	532,5	NA	C	mu_s	mn	yes
Hyperolius horstockii	2,5	NA	present	163,5	346,0	NA	D	mu_s	sn	no
Hyperolius jackie	2,9	NA	absent	187,5	70,0	NA	C	mu_s	sn	no
Hyperolius langi	3,8	NA	absent	60,1	204,7	7,5	C	mu_s	sn	no
Hyperolius laurenti	3,4	NA	present	1,0	69,0	69,0	B	si_s	sn	no
Hyperolius marginatus	2,9	3,7	present	1,0	36,8	36,8	B	si_s	sn	no
Hyperolius marmoratus	3,0	4,8	present	1,0	86,0	86,0	B	si_s	sn	no
Hyperolius microps	5,6	NA	absent	NA	201,9	NA	G	NA	NA	yes
Hyperolius mitchelli	3,6	1,2	absent	1,0	84,1	84,1	A	si_s	sn	no
Hyperolius montanus	2,4	NA	absent	80,3	94,6	2,6	C	mu_s	sn	no
Hyperolius nasutus	5,1	NA	present	216,9	189,5	NA	H	mu_s	mn	yes



Hyperolius nienokouensis	5,1	3,7	absent	20,8	390,6	15,0	C	mu_s	sn	no
Hyperolius nitidulus	2,9	NA	absent	1,0	80,0	NA	A	si_s	sn	no
Hyperolius ocellatus	5,0	22,6	absent	19,8	252,8	15,9	C	mu_s	mn	no
Hyperolius parallelus	2,8	0,0	present	1,0	37,1	37,1	B	si_s	sn	no
Hyperolius parkeri	4,7	7,7	absent	18,0	2169,7	19,1	C	mu_s	mn	no
Hyperolius phantasticus	2,5	NA	present	352,2	98,4	NA	D	mu_s	sn	no
Hyperolius pickersgilli	3,6	NA	present	53,8	119,0	NA	D	mu_s	sn	no
Hyperolius picturatus	3,5	NA	absent	1,0	106,5	106,5	A	si_s	sn	no
Hyperolius puncticulatus	2,5	NA	absent	1,0	36,4	36,4	A	si_s	sn	no
Hyperolius pusillus	4,8	NA	absent	447,4	40,4	NA	G	mu_s	mn	yes
Hyperolius semidiscus	2,6	NA	present	84,5	214,4	NA	D	mu_s	sn	no
Hyperolius spatzi	2,6	NA	absent	1,0	20,0	NA	A	si_s	sn	no
Hyperolius swynnertoni	2,7	3,3	present	1,0	61,8	61,8	B	si_s	sn	no
Hyperolius torrentis	3,2	1,6	present	1,0	52,7	52,7	B	si_s	sn	no
Hyperolius tuberculatus	3,3	NA	present	1,0	13,4	NA	B	si_s	sn	no
Hyperolius tuberilinguis	2,7	NA	present	1,0	29,3	NA	B	si_s	sn	no
Hyperolius viridiflavus	2,8	2,3	absent	1,0	26,9	27,2	A	si_s	sn	no
Hypopachus variolosus	2,8	7,2	absent	183,5	1410,8	8,7	C	mu_s	sn	no

<i>Incilius alvarius</i>	1,3	8,1	absent	70,3	748,6	9,8	C	mu_s	sn	no
<i>Incilius coniferus</i>	1,0	NA	absent	38,8	63033,0	10,2	A	mu_s	sn	no
<i>Incilius nebulifer</i>	1,5	-6,4	absent	131,0	22,9	6,6	C	mu_s	sn	no
<i>Indirana semipalmata</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Indosylvirana indica</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Indosylvirana intermedia</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Ingerophrynus biporcatus</i>	2,0	NA	present	39,6	609,0	NA	F	mu_s	mn	no
<i>Ingerophrynus parvus</i>	2,3	0,0	absent	166,7	71,5	5,8	E	mu_s	mn	no
<i>Ingerophrynus quadriporcatus</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Ischnocnema bolbodactyla</i>	3,7	-14,9	present	163,9	29,4	4,8	D	mu_s	sn	no
<i>Ischnocnema guentheri</i>	2,8	15,9	absent	12,6	2702,5	4,3	C	mu_s	sn	no
<i>Ischnocnema holti</i>	2,6	NA	absent	200,4	357,0	NA	E	NA	mn	no
<i>Ischnocnema oea</i>	3,4	NA	absent	5,3	6022,0	2,0	C	mu_s	sn	no
<i>Ischnocnema penaxavantino</i>	3,6	0,0	absent	29,2	513,0	4,1	C	mu_s	sn	no
<i>Isthmohyla rivularis</i>	3,0	0,0	present	48,3	62,1	12,6	D	mu_s	sn	no
<i>Itapotihyla langsdorffii</i>	1,6	-31,3	present	1,0	7,5	7,5	B	si_s	sn	no
<i>Julianus uruguayus</i>	4,1	-16,1	absent	387,9	17,4	1,9	C	mu_s	sn	no

Kalophrynus limbooliati	1,9	NA	present	1,0	70,0	70,0	B	si_s	sn	no
Kaloula baleata	1,7	NA	present	NA	110,4	NA	D	NA	sn	no
Kassina arboricola	0,9	9,6	present	1,0	122,3	122,3	B	si_s	sn	no
Kassina cassinoides	1,1	2,4	present	1,0	153,2	153,2	B	si_s	sn	no
Kassina cochranæ	1,3	16,0	present	1,0	54,5	54,5	B	si_s	sn	no
Kassina fusca	1,0	NA	present	92,7	161,8	NA	D	mu_s	sn	no
Kassina schioetzi	1,1	NA	present	1,0	88,3	88,3	B	si_s	sn	no
Kassina senegalensis	1,1	8,6	present	1,0	98,2	98,2	B	si_s	sn	no
Kurixalus appendiculatus	2,4	14,2	present	123,1	32,5	6,1	D	mu_s	sn	no
Kurixalus eiffingeri	2,8	1,8	present	59,5	33,6	14,5	H	mu_s	mn	yes
Kurixalus idiootocus	2,7	NA	absent	137,2	58,3	NA	C	mu_s	sn	no
Laliostoma labrosum	2,3	-10,5	absent	19,4	2133,3	9,7	C	mu_s	sn	no
Lechriodus fletcheri	0,8	-11,6	absent	100,5	375,0	6,3	G	mu_s	mn	yes
Leiopelma hamiltoni	0,0	0,0	none	0,0	0,0	0,0	Z	ab	ab	ab
Leptobranchella aerea	6,8	NA	absent	107,4	32,6	NA	C	NA	sn	no
Leptobranchella applebyi	4,1	NA	absent	14,5	304,0	NA	C	mu_s	sn	no
Leptobranchella ardens	3,3	NA	absent	NA	239,0	NA	NA	NA	mn	yes
Leptobranchella bidoupensis	3,0	NA	absent	86,0	267,0	NA	G	mu_s	mn	yes

Leptobrachella botsfordi	2,1	NA	absent	18,8	368,0	NA	C	mu_s	sn	no
Leptobrachella crocea	2,9	NA	absent	211,7	196,5	2,5	G	mu_s	mn	yes
Leptobrachella melica	3,7	NA	absent	378,5	285,0	NA	G	mu_s	mn	yes
Leptobrachella tuberosa	2,7	NA	absent	329,7	63,7	NA	C	mu_s	sn	no
Leptobranchium hasselti	1,8	2,4	absent	147,3	67,9	5,4	C	mu_s	sn	no
Leptobranchium leucops	1,4	NA	absent	119,5	950,0	NA	E	mu_s	mn	no
Leptobranchium masatakasatoi	1,1	NA	absent	NA	199,0	NA	C	NA	sn	no
Leptobranchium montanum	1,5	NA	absent	NA	872,0	NA	E	NA	NA	no
Leptobranchium pullum	1,0	NA	absent	128,5	260,0	NA	C	mu_s	sn	no
Leptodactylus bolivianus	1,1	2,5	present	1,0	145,6	145,6	B	si_s	sn	no
Leptodactylus bufonius	1,8	4,8	present	1,0	145,0	145,0	B	si_s	sn	no
Leptodactylus chaquensis	0,6	-4,3	absent	25,3	573,5	16,5	C	mu_s	sn	no
Leptodactylus cupreus	3,0	NA	NA	1,0	19,7	19,7	NA	si_s	sn	no
Leptodactylus didymus	0,9	3,3	present	1,0	104,6	104,6	B	si_s	sn	no
Leptodactylus discodactylus	3,0	35,9	present	21,7	92,1	16,4	H	mu_s	mn	yes
Leptodactylus elenae	1,8	3,4	present	1,0	204,7	204,7	B	si_s	sn	no
Leptodactylus fragilis	1,6	19,8	present	1,0	41,3	41,3	B	si_s	sn	no

Leptodactylus furnarius	3,4	4,0	present	1,0	36,9	36,9	B	si_s	sn	no
Leptodactylus fuscus	2,1	7,2	present	1,0	191,0	191,0	B	si_s	sn	no
Leptodactylus gracilis	1,4	27,4	present	1,0	46,1	46,1	B	si_s	sn	no
Leptodactylus griseigularis	1,9	41,0	present	1,0	8,4	8,4	B	si_s	sn	no
Leptodactylus insularum	0,9	3,5	present	1,0	108,8	108,8	B	si_s	sn	no
Leptodactylus jolyi	1,6	43,1	present	1,0	32,0	32,0	B	si_s	sn	no
Leptodactylus knudseni	0,5	1,7	absent	32,0	317,0	24,9	C	mu_s	sn	no
Leptodactylus labrosus	0,5	NA	present	NA	100,0	NA	D	NA	sn	no
Leptodactylus labyrinthicus	0,4	0,1	absent	1,0	204,9	204,9	A	si_s	sn	no
Leptodactylus latinasus	3,5	6,4	present	1,0	63,2	63,2	B	si_s	sn	no
Leptodactylus leptodactyloides	1,2	35,2	present	1,0	19,2	19,2	B	si_s	sn	no
Leptodactylus longirostris	2,3	10,3	present	1,0	40,4	40,4	B	si_s	sn	no
Leptodactylus melanonotus	1,7	13,8	present	125,0	36,0	6,2	D	mu_s	sn	no
Leptodactylus mystaceus	1,0	2,6	present	55,8	233,1	13,8	D	mu_s	sn	no
Leptodactylus mystacinus	2,3	0,0	absent	1,0	37,0	37,0	A	si_s	sn	no
Leptodactylus notoaktites	1,5	6,6	present	1,0	65,5	65,5	B	si_s	sn	no
Leptodactylus pentadactylus	0,9	1,9	present	1,0	181,4	181,4	B	si_s	sn	no

Leptodactylus petersii	2,5	9,4	present	1,0	51,7	51,7	B	si_s	sn	no
Leptodactylus plaumanni	3,0	22,3	absent	20,7	1738,3	12,7	C	mu_s	mn	no
Leptodactylus podicipinus	1,9	NA	present	38,9	51,4	NA	D	mu_s	mn	NA
Leptodactylus poecilochilus	1,1	5,4	present	1,0	31,8	31,8	B	si_s	sn	no
Leptodactylus rhodomystax	2,3	NA	present	1,0	NA	NA	B	si_s	sn	no
Leptodactylus rhodonotus	2,3	12,7	present	1,0	55,1	55,1	B	si_s	sn	no
Leptodactylus riveroi	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Leptodactylus sertanejo	2,2	NA	NA	1,0	NA	NA	NA	si_s	sn	no
Leptodactylus stenodema	0,9	0,2	absent	1,0	248,0	248,0	A	si_s	sn	no
Leptodactylus tapiti	3,4	9,1	present	1,0	37,7	37,7	B	si_s	sn	no
Leptodactylus ventrimaculatus	0,6	-0,6	absent	75,3	305,4	10,5	C	mu_s	sn	no
Leptodactylus wagneri	1,5	NA	present	80,4	47,7	NA	D	mu_s	sn	no
Leptomantis belalongensis	5,9	NA	absent	8,7	230,5	70,3	C	mu_s	mn	no
Leptomantis harrissoni	1,6	6,4	absent	12,7	944,0	7,8	C	mu_s	sn	no
Leptomantis penanorum	4,2	NA	absent	28,4	123,2	NA	C	mu_s	sn	no
Leptopelis argenteus	1,7	-9,6	absent	188,0	26,6	4,5	C	mu_s	sn	no
Leptopelis bocagii	1,4	-1,4	absent	284,8	82,5	2,5	C	mu_s	sn	no
Leptopelis christyi	2,5	NA	absent	414,1	121,5	NA	C	mu_s	sn	no

Leptopelis flavomaculatus	2,5	5,2	present	305,0	28,1	2,2	D	mu_s	sn	no
Leptopelis macrotis	1,7	NA	absent	5,2	388,0	NA	C	mu_s	mn	no
Leptopelis mossambicus	1,4	-5,6	absent	226,7	172,0	3,3	C	mu_s	sn	no
Leptopelis natalensis	2,2	-3,4	absent	219,9	1193,0	3,0	G	mu_s	mn	yes
Leptopelis spiritusnoctis	2,7	-5,4	absent	41,1	560,0	6,3	C	mu_s	sn	no
Leptopelis viridis	1,7	-6,0	absent	10,4	287,5	16,2	C	mu_s	sn	no
Leptopelis xenodactylus	1,5	5,0	absent	40,1	532,0	5,3	G	mu_s	mn	yes
Leptophryne borbonica	4,7	-11,4	absent	185,4	344,7	4,1	G	mu_s	mn	yes
Leucostethus fugax	4,2	NA	present	6,5	306,0	65,0	D	mu_s	sn	no
Limnodynastes convexusculus	1,9	2,8	absent	1,0	95,0	95,0	A	si_s	sn	no
Limnodynastes dumerilii dumerilii	0,6	3,3	present	56,1	118,8	6,5	D	mu_s	sn	no
Limnodynastes dumerilii grayi	1,4	NA	present	NA	49,8	NA	D	NA	sn	no
Limnodynastes fletcheri	1,5	0,2	present	76,7	148,3	9,9	D	mu_s	sn	no
Limnodynastes lignarius	0,8	-2,5	absent	1,0	17,5	17,5	A	si_s	sn	no
Limnodynastes peronii	1,6	-8,8	present	1,0	6,5	6,5	B	si_s	sn	no
Limnodynastes salmini	0,6	NA	present	NA	102,5	NA	D	NA	sn	no

Limnodynastes tasmaniensis	1,6	NA	absent	NA	227,3	NA	E	NA	mn	no
Limnodynastes terraereginae	1,1	-1,6	present	262,4	44,3	2,3	D	mu_s	sn	no
Limnonectes blythii	0,4	NA	absent	117,5	282,0	NA	C	mu_s	sn	no
Limnonectes dabanus	0,5	NA	present	1,0	169,5	169,5	B	si_s	sn	no
Limnonectes kuhlii	2,7	NA	present	193,5	32,3	NA	D	mu_s	sn	no
Limnonectes microdiscus	1,0	1,3	present	1,0	129,0	129,0	A	si_s	sn	no
Limnonectes microtympaum	2,8	NA	absent	NA	2752,8	NA	C	NA	sn	no
Limnonectes modestus	2,3	NA	absent	NA	1362,3	NA	E	mu_s	mn	no
Lithobates areolatus	0,9	-1,7	absent	59,9	671,2	7,6	C	mu_s	sn	no
Lithobates berlandieri	1,1	-6,8	absent	27,0	466,6	6,8	C	mu_s	sn	no
Lithobates blairi	1,3	-37,5	absent	5,4	1901,0	10,5	C	mu_s	sn	no
Lithobates capito	0,6	-20,1	absent	20,9	3179,3	7,3	C	mu_s	sn	no
Lithobates catesbeianus	0,3	2,2	absent	83,3	569,2	7,2	C	mu_s	sn	no
Lithobates chiricahuensis	0,9	-14,9	absent	27,3	1355,5	7,6	C	mu_s	sn	no
Lithobates clamitans	NA	NA	absent	NA	1191,0	NA	E	NA	mn	no
Lithobates grylio	0,4	3,5	absent	45,8	147,3	9,2	C	mu_s	sn	no
Lithobates heckscheri	0,4	-8,5	absent	49,0	1881,5	7,4	C	mu_s	sn	no



Lithobates kauffeldi	1,3	NA	present	NA	49,0	NA	D	NA	sn	no
Lithobates okaloosae	1,7	NA	absent	NA	2594,0	NA	E	NA	NA	no
Lithobates onca	0,8	NA	absent	11,1	5550,7	NA	E	mu_s	mn	no
Lithobates palmipes	1,0	-11,7	present	176,8	164,0	3,2	D	mu_s	sn	no
Lithobates palustris	1,4	-11,7	absent	54,4	1167,4	3,4	C	mu_s	sn	no
Lithobates pipiens	1,1	14,9	absent	21,5	2466,0	5,1	C	mu_s	sn	no
Lithobates septentrionalis	0,8	NA	absent	NA	536,0	NA	NA	NA	mn	no
Lithobates sevosus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sn	no
Lithobates sphenoccephalus	1,5	-1,2	present	276,7	623,2	2,5	F	mu_s	mn	no
Lithobates sylvaticus	1,4	0,5	present	132,9	65,2	4,5	D	mu_s	sn	no
Lithobates tarahumarae	0,8	-27,7	absent	43,8	365,0	4,7	C	mu_s	sn	no
Lithobates vaillanti	0,9	-10,5	absent	40,4	247,7	12,0	C	mu_s	sn	no
Lithobates virgatipes	2,1	NA	present	113,6	133,0	6,3	F	mu_s	mn	no
Lithobates yavapaiensis	1,0	-13,7	absent	12,3	436,8	13,5	C	mu_s	sn	no
Lithodytes lineatus	2,8	0,4	absent	1,0	158,9	158,9	A	si_s	sn	no
Litoria aurifera	4,5	NA	present	275,9	150,0	NA	H	mu_s	mn	yes
Litoria bicolor	5,3	NA	absent	200,0	1391,0	NA	G	NA	mn	yes
Litoria castanea	0,9	NA	absent	48,0	1004,0	NA	G	NA	mn	yes

<i>Litoria christianbergmanni</i>	2,8	NA	absent	137,0	1100,0	NA	G	NA	mn	yes
<i>Litoria cooloolensis</i>	3,6	4,9	absent	69,8	793,0	5,8	G	NA	mn	yes
<i>Litoria dentata</i>	3,6	-14,7	absent	55,8	917,0	5,7	C	mu_s	sn	no
<i>Litoria ewingii</i>	2,3	-2,1	present	78,7	128,6	9,1	D	mu_s	sn	no
<i>Litoria fallax</i>	4,8	9,8	absent	66,9	1127,4	4,5	G	mu_s	mn	yes
<i>Litoria freycineti</i>	3,0	-10,1	present	92,1	225,9	6,4	D	mu_s	sn	no
<i>Litoria inermis</i>	3,5	-39,6	absent	222,5	174,4	3,6	C	mu_s	sn	no
<i>Litoria jervisiensis</i>	2,9	-20,1	absent	124,7	554,0	5,5	C	mu_s	sn	no
<i>Litoria latopalmata</i>	3,1	-10,9	present	213,3	60,1	3,4	C	mu_s	sn	no
<i>Litoria littlejohni</i>	2,0	-21,3	absent	65,9	499,3	6,8	C	mu_s	sn	no
<i>Litoria longirostris</i>	5,2	11,3	present	1,0	17,4	17,4	B	si_s	sn	no
<i>Litoria meiriana</i>	2,5	NA	present	341,5	76,0	NA	H	mu_s	mn	yes
<i>Litoria microbelos</i>	7,3	-24,3	present	120,8	278,2	4,3	D	mu_s	sn	no
<i>Litoria nasuta</i>	3,0	-24,9	present	161,5	112,6	4,5	D	mu_s	sn	no
<i>Litoria nigrofrenata</i>	3,0	-22,0	absent	242,7	253,4	3,1	C	mu_s	sn	no
<i>Litoria olongburensis</i>	2,7	-3,0	absent	144,8	513,2	5,0	G	mu_s	mn	yes
<i>Litoria pallida</i>	3,3	-48,5	present	181,3	410,4	3,5	D	mu_s	sn	no
<i>Litoria peronii</i>	2,0	5,2	absent	284,3	1496,5	2,6	E	mu_s	mn	no

Litoria revelata	4,2	-28,4	present	79,8	148,1	5,6	D	mu_s	sn	no
Litoria rothii	1,8	17,6	absent	241,1	851,7	2,6	E	mu_s	mn	no
Litoria rubella	3,0	0,0	absent	625,0	472,6	1,1	E	mu_s	mn	no
Litoria tyleri	2,5	0,4	absent	223,7	802,4	2,0	E	mu_s	mn	no
Litoria verreauxii	3,0	-6,2	present	122,2	273,3	5,5	D	mu_s	sn	no
Lysapsus limellum	4,6	9,1	absent	35,5	248,8	4,3	C	mu_s	sn	no
Mantella aurantiaca	5,2	-1,7	present	92,4	41,5	8,8	D	mu_s	sn	no
Mantella baroni	4,0	-25,8	present	1,0	12,8	12,6	B	si_s	sn	no
Mantella bernhardi	5,3	1,9	present	38,4	138,1	13,9	D	mu_s	sn	no
Mantella betsileo	4,4	-0,9	present	22,1	135,8	7,7	F	mu_s	mn	no
Mantella cowanii	4,2	-1,1	present	1,0	40,0	40,0	B	si_s	sn	no
Mantella crocea	5,6	NA	present	NA	63,0	NA	NA	NA	mn	yes
Mantella ebenaui	5,9	NA	absent	28,6	104,9	NA	C	mu_s	sn	no
Mantella expectata	4,6	NA	absent	NA	93,1	NA	NA	NA	mn	no
Mantella haraldmeieri	5,3	-6,6	absent	1,0	13,0	13,0	B	si_s	sn	no
Mantella laevigata	4,8	-8,5	absent	15,3	130,6	25,3	C	mu_s	mn	no
Mantella milotympanum	4,6	NA	absent	NA	67,1	NA	NA	NA	sn	no
Mantella nigricans	4,7	0,0	absent	1,0	21,0	21,0	A	si_s	sn	no

Mantella pulchra	4,6	-21,8	present	1,0	9,5	9,5	A	si_s	sn	no
Mantella viridis	4,7	NA	absent	21,5	139,8	NA	C	mu_s	sn	no
Mantidactylus albofrenatus	4,3	-3,2	present	215,0	61,4	4,1	D	mu_s	sn	no
Mantidactylus alutus	1,9	-38,3	absent	86,3	265,2	5,1	C	mu_s	sn	no
Mantidactylus ambreensis	3,4	NA	absent	NA	696,0	NA	E	NA	mn	no
Mantidactylus argenteus	4,6	-25,5	absent	5,2	1925,0	17,2	C	mu_s	sn	no
Mantidactylus bellyi	1,6	-9,6	present	70,4	601,3	7,6	D	mu_s	sn	no
Mantidactylus betsileanus	2,4	43,4	absent	57,3	3019,8	4,7	C	mu_s	sn	no
Mantidactylus bourgati	1,2	-13,0	absent	48,4	770,3	6,5	C	mu_s	sn	no
Mantidactylus brevipalmatus	3,0	-12,9	present	37,3	26,8	16,3	B	si_s	sn	no
Mantidactylus charlotteae	NA	NA	NA	NA	NA	NA	C	NA	NA	no
Mantidactylus delormei	3,0	NA	present	NA	26,8	NA	B	si_s	sn	no
Mantidactylus guttulatus	1,0	1,1	absent	202,7	710,5	4,1	E	mu_s	mn	no
Mantidactylus lugubris	3,9	-32,9	absent	35,1	199,7	8,0	C	mu_s	sn	no
Mantidactylus majori	2,0	-19,4	present	111,6	222,9	4,1	H	mu_s	mn	yes
Mantidactylus melanopleura	3,2	NA	absent	8,6	1505,0	NA	C	mu_s	sn	no
Mantidactylus opiparis	2,4	-20,5	present	238,0	71,9	3,0	D	mu_s	sn	no

Mantidactylus tricinctus	2,7	-10,8	present	88,8	61,4	2,9	D	mu_s	sn	no
Mantidactylus ulcerosus	3,6	NA	present	103,6	538,0	NA	H	mu_s	mn	yes
Mantidactylus zipperi	2,4	NA	present	NA	20,7	NA	D	NA	sn	no
Megophrys elfina	4,6	NA	present	1,0	73,0	73,0	B	si_s	sn	no
Megophrys gerti	4,8	NA	present	1,0	104,0	104,0	B	si_s	sn	no
Megophrys montana	2,3	3,3	absent	99,4	1003,3	5,1	E	mu_s	mn	no
Megophrys synoria	3,8	NA	present	1,0	62,0	62,0	B	si_s	sn	no
Melanophryniscus atroluteus	2,5	17,7	absent	7,2	3752,9	8,6	G	mu_s	mn	yes
Melanophryniscus dorsalis	2,9	NA	absent	NA	NA	NA	NA	NA	mn	yes
Melanophryniscus klappenbachi	1,9	NA	absent	86,0	507,0	NA	C	NA	sn	no
Melanophryniscus montevidensis	2,5	NA	absent	NA	NA	NA	NA	NA	mn	yes
Melanophryniscus pachyrhynus	2,7	NA	absent	32,8	37070,0	12,0	G	mu_s	mn	yes
Melanophryniscus rubriventris	2,2	NA	absent	NA	NA	NA	NA	NA	mn	yes
Meristogenys dyscritus	NA	NA	NA	1,0	110,0	110,0	A	si_s	sn	no
Metaphrynella sundana	1,5	-2,4	present	1,0	75,8	75,8	B	si_s	sn	no

Micrixalus elegans	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Micrixalus kodayari	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Micrixalus kottigeharensis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Micrixalus niluvasei	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Micrixalus uttaraghati	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Microbatrachella capensis	4,3	0,0	present	79,4	59,8	6,5	D	mu_s	sn	no
Microhyla achatina	2,9	-2,2	present	21,3	334,5	5,6	D	mu_s	sn	no
Microhyla laterite	3,6	NA	absent	148,3	720,0	NA	C	mu_s	sn	no
Microhyla ornata	2,2	NA	absent	47,3	260,0	NA	C	mu_s	sn	no
Microhyla palmipes	3,5	1,5	absent	79,4	608,0	3,7	G	mu_s	mn	yes
Microhyla rubra	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Microhyla sholigari	3,6	NA	absent	NA	760,0	NA	C	mu_s	sn	no
Microhyla taraiensis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Microkayla iatamasi	3,0	0,9	absent	1,0	194,0	194,0	A	si_s	sn	no
Microkayla kempffi	3,2	3,1	present	1,0	110,3	110,3	B	si_s	sn	no
Microkayla wettsteini	2,0	-0,1	absent	1,0	229,3	229,3	A	si_s	sn	no
Minervarya asmati	3,0	NA	absent	152,7	775,0	NA	E	mu_s	mn	no
Minervarya caperata	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Minervarya mudduraja	2,6	-2,3	absent	50,1	399,0	13,2	C	mu_s	sn	no
Minervarya rufescens	3,1	24,2	present	221,1	247,8	3,1	D	mu_s	sn	no
Mixophyes balbus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Mixophyes fasciolatus	1,2	6,2	present	135,2	219,7	5,8	D	mu_s	sn	no
Mixophyes fleayi	0,9	18,0	absent	114,6	283,4	5,9	E	mu_s	mn	no
Mixophyes iteratus	0,7	-6,6	present	83,9	132,4	7,3	D	mu_s	sn	no
Mixophyes schevilli	1,1	14,7	absent	106,8	327,8	6,4	C	mu_s	sn	no
Morerella cyanophthalma	2,4	NA	absent	1,0	83,0	83,0	A	si_s	sn	no
Nasikabatrachus sahyadrensis	1,2	NA	absent	NA	NA	NA	E	mu_s	NA	no
Natalobatrachus bonebergi	3,0	-27,8	present	1,0	6,2	6,2	B	si_s	sn	no
Neobatrachus sudelli	1,4	NA	absent	22,2	387,3	NA	C	mu_s	sn	no
Niceforonia adenobranchia	2,7	NA	absent	89,5	105,0	NA	C	mu_s	sn	no
Noblella carrascoicola	3,8	2,0	present	19,5	290,8	7,7	D	mu_s	sn	no
Noblella peruviana	2,6	-0,9	absent	206,5	273,2	3,4	E	mu_s	mn	no
Notaden melanoscaphus	0,6	0,9	absent	1,0	291,3	291,3	A	si_s	sn	no
Nyctibatrachus beddomii	3,7	-22,2	absent	20,2	475,0	7,3	C	mu_s	sn	no
Nyctibatrachus dattatreyaensis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Nyctibatrachus grandis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctibatrachus humayuni	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctibatrachus jog	1,6	3,9	absent	16,3	490,7	24,9	G	mu_s	mn	yes
Nyctibatrachus kempholeyensis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctibatrachus kumbara	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctibatrachus minimus	3,7	-18,5	absent	49,7	305,0	5,6	G	mu_s	mn	yes
Nyctibatrachus petraeus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctibatrachus pillaii	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctimantis rugiceps	1,2	6,4	absent	100,0	297,0	8,1	E	mu_s	mn	no
Nyctimystes bivocalis	1,6	NA	absent	4,2	481,0	89,7	C	mu_s	mn	no
Nyctimystes brevipalmatus	3,0	0,0	present	256,9	45,3	1,9	D	mu_s	sn	no
Nyctimystes cheesmani	1,9	NA	present	17,6	307,0	NA	D	mu_s	sn	no
Nyctimystes infrafractus	1,0	NA	absent	19,8	1818,0	NA	E	mu_s	mn	no
Nyctimystes intercastellus	2,2	NA	absent	4,5	1116,7	NA	E	mu_s	mn	no
Nyctimystes kuduki	2,0	NA	absent	70,8	143,5	NA	C	NA	sn	no
Nyctixalus margaritifer	1,5	-0,2	absent	1,0	259,4	259,4	A	si_s	sn	no
Nymphargus bejaranoi	3,7	3,1	present	46,2	152,0	12,2	H	mu_s	mn	yes
Nymphargus grandisonae	3,6	-6,4	present	151,0	122,5	5,1	D	mu_s	sn	no



Nymphargus griffithsi	4,4	0,0	absent	1,0	124,0	123,8	A	si_s	sn	no
Nymphargus lasgralarias	3,9	5,6	present	1,0	31,0	31,0	B	si_s	sn	no
Nymphargus siren	5,4	17,8	present	1,0	29,0	29,0	B	si_s	sn	no
Occidozyga lima	4,6	9,8	present	251,1	38,5	3,0	D	mu_s	sn	no
Odontophrynus americanus	0,8	18,3	absent	105,8	454,6	7,3	C	mu_s	sn	no
Odontophrynus lavillai	0,7	NA	absent	117,1	472,8	5,6	C	mu_s	sn	no
Odorrana hosii	3,8	NA	present	50,5	105,7	NA	D	mu_s	sn	no
Ololygon angrensis	3,1	NA	absent	716,0	420,0	NA	E	mu_s	mn	no
Ololygon argyreornata	5,6	1,0	present	363,6	21,5	2,0	D	mu_s	sn	no
Ololygon berthae	4,9	-4,8	present	217,7	89,2	3,5	D	mu_s	sn	no
Ololygon catharinae	2,3	NA	present	250,0	1175,0	NA	F	NA	NA	NA
Ololygon cosenzai	4,1	NA	absent	315,1	1122,8	NA	G	mu_s	mn	yes
Ololygon insperata	4,6	NA	NA	23,4	171,0	NA	NA	mu_s	sn	no
Ololygon littoralis	2,7	NA	present	474,0	550,0	NA	F	mu_s	mn	no
Ololygon peixotoi	3,8	NA	absent	364,7	185,0	1,6	E	mu_s	mn	no
Oophaga pumilio	4,2	-6,9	present	337,6	57,9	2,1	D	mu_s	sn	no
Oophaga sylvatica	4,0	-2,4	present	238,0	80,8	2,6	D	mu_s	sn	no
Oreobates cruralis	3,0	-10,8	absent	32,4	370,2	8,2	C	mu_s	sn	no

Oreobates ibischi	2,3	-7,1	present	41,8	128,1	4,9	D	mu_s	sn	no
Oreobates remotus	3,2	NA	absent	28,9	104,0	NA	C	NA	sn	no
Oreobates sanctaecrucis	2,0	4,5	present	114,0	87,7	7,6	D	mu_s	sn	no
Oreophryne anamiatoi	2,5	NA	absent	200,9	2100,0	NA	E	NA	mn	no
Oreophryne clamata	3,3	NA	absent	248,9	960,0	NA	E	mu_s	mn	no
Oreophryne furu	2,9	NA	absent	234,4	1880,0	NA	E	mu_s	mn	no
Oreophryne minuta	7,2	NA	absent	57,5	3630,0	NA	E	mu_s	mn	no
Oreophryne monticola	3,4	NA	absent	NA	1958,0	NA	G	NA	NA	yes
Oreophryne notata	3,6	NA	absent	4,0	5300,0	NA	C	mu_s	mn	no
Oreophryne sibilans	3,3	NA	absent	6,6	3170,0	NA	C	mu_s	mn	no
Oreophryne unicolor	2,5	NA	absent	1,7	4600,0	NA	C	mu_s	mn	no
Oreophryne zimmeri	3,6	-0,4	absent	1,1	5565,0	91,0	C	mu_s	mn	yes
Osornophryne percrassa	2,6	NA	absent	NA	293,0	3,8	E	mu_s	mn	no
Osteocephalus buckleyi	0,7	-5,4	absent	29,6	338,0	7,4	C	mu_s	sn	no
Osteocephalus cannatellai	1,5	NA	absent	32,8	937,0	6,2	G	mu_s	mn	yes
Osteocephalus deridens	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	no
Osteocephalus fuscifacies	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Osteocephalus leprieurii (Pakitza)	1,7	NA	absent	3,5	1141,0	NA	C	mu_s	sn	no

Osteocephalus leprieurii (Tambopata)	1,6	NA	present	27,8	194,4	NA	F	NA	mn	no
Osteocephalus mutabor	0,9	-20,9	absent	13,5	444,5	17,0	C	mu_s	mn	yes
Osteocephalus oophagus	2,0	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Osteocephalus planiceps	0,9	-0,3	absent	7,4	363,0	79,3	C	mu_s	mn	no
Osteocephalus taurinus	1,0	NA	absent	45,5	647,0	NA	C	NA	sn	no
Osteocephalus verruciger	0,7	-14,0	absent	20,9	509,7	8,9	C	mu_s	sn	no
Osteocephalus yasuni	2,0	NA	present	315,6	227,0	NA	F	mu_s	mn	no
Osteopilus septentrionalis	2,3	NA	present	NA	301,7	NA	H	NA	mn	yes
Otophryne pyburni	2,7	NA	present	NA	132,5	NA	D	NA	sn	no
Paedophryne verrucosa	7,5	NA	absent	21,0	1431,0	5,5	C	NA	sn	no
Papurana daemeli	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Paracrinia haswelli	2,3	6,3	absent	215,9	134,3	3,9	C	mu_s	sn	no
Pedostibes tuberculosus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Pelobates cultripes	0,7	-5,0	absent	188,0	96,8	3,3	G	mu_s	mn	yes
Pelobates fuscus	0,8	11,1	absent	63,0	207,4	10,8	E	mu_s	mn	no
Pelodytes ibericus	2,3	5,9	present	89,9	260,3	5,6	D	mu_s	sn	no
Pelodytes punctatus	1,9	6,3	absent	59,7	1875,0	4,8	G	mu_s	mn	yes
Pelophylax bedriagae	2,2	NA	absent	185,2	538,1	NA	E	mu_s	mn	no

Pelophylax epeiroticus	2,3	12,4	absent	44,6	605,4	5,0	C	mu_s	sn	no
Pelophylax kurtmuelleri	2,0	NA	absent	NA	643,1	NA	E	NA	mn	no
Pelophylax lessonae	2,0	NA	absent	77,8	885,3	4,8	C	mu_s	sn	no
Pelophylax perezi	2,6	5,6	absent	NA	615,0	5,5	E	NA	mn	no
Pelophylax ridibundus	2,4	0,0	absent	308,0	666,7	2,0	E	mu_s	mn	no
Peltophryne cataulaciceps	4,0	1,9	absent	265,1	127,9	2,7	C	mu_s	sn	no
Peltophryne empusus	1,6	-2,5	absent	123,2	121,0	7,2	C	mu_s	sn	no
Peltophryne florentinoi	0,9	4,0	absent	97,1	126,1	7,9	C	mu_s	sn	no
Peltophryne fustiger	0,8	NA	absent	80,4	316,8	NA	E	mu_s	mn	no
Peltophryne gundlachi	3,0	-1,3	absent	58,6	397,3	11,3	C	mu_s	sn	no
Peltophryne longinasus	2,3	4,8	present	94,7	344,9	5,3	D	mu_s	sn	no
Peltophryne peltoccephalus	0,8	10,1	absent	92,6	57,5	8,7	G	mu_s	mn	yes
Peltophryne taladai	0,9	17,4	absent	177,3	296,4	4,3	G	mu_s	mn	yes
Phasmahyla cochranae	2,1	-8,5	present	64,0	44,3	4,8	D	mu_s	sn	no
Phasmahyla spectabilis	1,8	NA	absent	76,9	39,0	NA	C	mu_s	sn	no
Phasmahyla timbo	1,8	NA	absent	111,1	27,0	NA	C	mu_s	sn	no
Philautus aurantium	2,9	NA	absent	1,0	65,0	65,0	A	si_s	sn	no
Philautus aurifasciatus	2,6	NA	absent	94,7	95,0	NA	C	mu_s	sn	no

Philautus bunitus	1,8	NA	present	130,0	190,0	6,0	D	mu_s	sn	no
Philautus davidlabangi	2,9	NA	absent	275,0	55,0	NA	C	mu_s	sn	no
Philautus gunungensis	2,5	NA	absent	200,0	136,0	NA	C	mu_s	sn	no
Philautus kerangae	2,2	NA	absent	1,0	44,0	44,0	A	si_s	sn	no
Phyloria kundagungan	0,6	-19,2	absent	90,8	136,3	8,3	C	mu_s	sn	no
Phyloria loveridgei	0,6	NA	absent	72,1	143,3	NA	C	mu_s	sn	no
Phyloria sphagnicolus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Phlyctimantis boulengeri	2,4	NA	present	1,0	233,0	NA	B	si_s	sn	no
Phlyctimantis maculatus	1,8	NA	present	189,6	48,9	NA	D	mu_s	sn	no
Phrynella pulchra	0,8	NA	present	NA	126,3	NA	D	NA	sn	no
Phrynobatrachus acridoides	1,9	5,7	absent	50,0	732,4	6,1	C	mu_s	sn	no
Phrynobatrachus francisci	3,1	34,3	absent	64,9	400,9	5,9	C	mu_s	sn	no
Phrynobatrachus latifrons	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Phrynobatrachus mababiensis	4,5	23,7	absent	64,0	982,7	4,3	G	mu_s	mn	yes
Phrynobatrachus natalensis	1,8	-1,9	absent	64,0	631,6	10,0	C	mu_s	sn	no
Phrynoidis asper	0,9	24,9	absent	116,5	78,7	4,7	C	mu_s	sn	no
Phrynomantis annectens	2,1	-7,0	absent	114,7	5438,0	2,5	C	mu_s	sn	no

Phrynomantis bifasciatus	1,4	-1,2	absent	50,7	1843,4	9,8	C	mu_s	sn	no
Phrynomantis microps	1,3	0,7	absent	28,1	1138,0	24,7	C	mu_s	mn	no
Phyllodytes acuminatus	2,1	NA	absent	1,0	100,0	NA	A	si_s	sn	no
Phyllodytes gyrinaethes	2,7	NA	absent	225,0	1700,0	NA	E	mu_s	mn	no
Phyllodytes kautskyi	1,4	NA	present	1,0	85,0	NA	B	si_s	sn	no
Phyllodytes melanomystax	2,9	NA	present	1,0	70,0	70,0	B	si_s	sn	no
Phyllodytes tuberculosus	2,6	NA	absent	169,1	6720,0	NA	E	mu_s	mn	no
Phyllodytes wuchereri	1,4	NA	absent	204,6	4700,0	NA	E	NA	mn	no
Phyllomedusa bahiana	1,0	NA	absent	54,2	280,0	NA	D	mu_s	sn	no
Phyllomedusa bicolor	0,9	-16,8	absent	95,8	120,0	5,4	C	mu_s	sn	no
Phyllomedusa boliviana	1,3	-9,3	absent	135,1	70,3	4,4	C	mu_s	sn	no
Phyllomedusa burmeisteri	1,2	8,3	absent	42,6	375,3	5,3	C	mu_s	sn	no
Phyllomedusa camba	1,3	19,6	present	123,1	32,5	4,4	D	mu_s	sn	no
Phyllomedusa sauvagii	1,3	NA	absent	75,2	461,0	NA	E	mu_s	mn	no
Phyllomedusa tarsius	0,8	-3,4	present	97,7	66,5	5,8	D	mu_s	sn	no
Phyllomedusa vaillantii	1,7	-6,4	present	184,2	38,0	4,1	D	mu_s	sn	no
Physalaemus albonotatus	2,5	NA	present	NA	1210,5	NA	D	NA	sn	no
Physalaemus atlanticus	1,1	-30,0	absent	50,4	1447,2	7,0	C	mu_s	sn	no

Physalaemus biligonigerus	0,8	-0,2	present	1,0	629,9	629,9	B	si_s	sn	no
Physalaemus bokermanni	3,7	0,0	absent	23,9	712,0	5,7	C	mu_s	sn	no
Physalaemus centralis	1,4	41,6	present	93,7	311,4	5,1	D	mu_s	sn	no
Physalaemus cuvieri	0,8	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Physalaemus ehippifer	0,8	NA	absent	NA	410,0	NA	C	NA	sn	no
Physalaemus erikae	3,2	NA	present	1,0	560,0	560,0	B	si_s	sn	no
Physalaemus evangelistai	3,1	NA	present	1,0	690,0	NA	B	si_s	sn	no
Physalaemus fernandezae	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Physalaemus gracilis	3,0	-0,4	present	1,0	692,4	692,4	B	si_s	sn	no
Physalaemus jordanensis	0,6	NA	absent	20,5	1124,0	22,6	C	mu_s	sn	no
Physalaemus moreirae	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Physalaemus nanus	1,5	-5,6	present	43,2	185,0	15,9	D	mu_s	sn	no
Physalaemus nattereri	1,0	NA	NA	NA	57,6	NA	NA	NA	NA	NA
Physalaemus olfersii	2,3	4,2	absent	226,4	3720,0	3,0	C	mu_s	sn	no
Pipa aspera	3,7	-13,9	absent	44,8	6317,0	10,7	C	mu_s	sn	no
Pipa parva	4,6	NA	absent	NA	2366,0	NA	C	NA	sn	no
Pipa pipa	3,8	6,1	present	1,0	18,8	18,8	B	si_s	sn	no
Pithecopus hypochondrialis	1,6	NA	NA	NA	151,0	NA	NA	NA	NA	NA

Pithecopus palliatus	1,6	-5,6	absent	211,5	19,7	3,7	C	mu_s	sn	no
Platyplectrum ornatum	2,0	-2,4	present	1,0	12,3	12,1	B	si_s	sn	no
Plethodontohyla alluaudi	0,9	0,5	absent	1,0	172,0	172,0	A	si_s	sn	no
Plethodontohyla inguinalis	1,1	0,8	absent	1,0	110,0	110,0	A	si_s	sn	no
Plethodontohyla mihanika	2,2	0,6	absent	1,0	160,8	160,8	A	si_s	sn	no
Plethodontohyla notosticta	1,1	0,4	absent	1,0	234,2	234,2	A	si_s	sn	no
Pleurodema brachyops	0,8	NA	absent	180,3	267,0	NA	C	mu_s	sn	no
Pleurodema cinereum	1,6	3,4	absent	72,4	151,9	9,9	C	mu_s	sn	no
Pleurodema tucumanum	2,8	-19,0	absent	124,2	200,1	4,1	C	mu_s	sn	no
Polypedates iskandari	2,2	1,1	absent	58,2	180,6	5,6	G	mu_s	mn	yes
Polypedates leucomystax	2,0	2,4	absent	85,2	187,8	7,6	C	mu_s	sn	no
Polypedates maculatus	0,8	-45,4	absent	13,6	516,4	6,3	C	mu_s	sn	no
Polypedates occidentalis	1,1	-2,6	present	17,7	213,9	3,9	D	mu_s	sn	no
Polypedates ranwellai	2,3	NA	absent	115,3	1558,5	5,0	G	mu_s	mn	yes
Poyntonia paludicola	2,3	NA	absent	40,9	97,8	NA	C	mu_s	sn	no
Poyntonophrynus beiranus	4,4	23,2	absent	40,4	352,3	5,3	C	mu_s	sn	no
Poyntonophrynus dombensis	2,9	NA	absent	98,3	147,5	NA	C	mu_s	sn	no



Poyntonophrynus fenoulheti	3,3	-1,9	absent	115,5	436,8	7,4	C	mu_s	sn	no
Poyntonophrynus hoeschi	2,3	NA	absent	NA	135,0	NA	C	NA	sn	no
Poyntonophrynus vertebralis	2,9	5,9	absent	56,1	4993,0	5,0	C	mu_s	sn	no
Pristimantis achatinus	3,5	6,2	absent	227,3	214,8	3,0	C	mu_s	sn	no
Pristimantis acuminatus	2,8	35,1	present	1,0	8,4	7,2	B	si_s	sn	no
Pristimantis andinognomus	4,8	18,5	present	216,9	63,0	3,4	D	mu_s	sn	no
Pristimantis appendiculatus	2,2	-38,2	present	1,0	3,5	3,4	B	si_s	sn	no
Pristimantis bambu	2,5	NA	absent	1,0	5,5	NA	A	si_s	sn	no
Pristimantis calcarulatus	3,2	0,5	absent	1,0	62,9	62,9	A	si_s	sn	no
Pristimantis cerasinus	2,9	-34,9	present	451,6	15,5	1,4	D	mu_s	sn	no
Pristimantis colomai	2,6	NA	absent	209,5	84,0	3,7	C	mu_s	sn	no
Pristimantis conspicillatus	3,4	NA	absent	NA	192,5	NA	C	NA	sn	no
Pristimantis danae	2,8	22,1	present	218,2	153,0	3,4	F	mu_s	mn	no
Pristimantis espedeus	2,7	NA	NA	NA	330,0	NA	C	NA	NA	no
Pristimantis fenestratus	3,6	5,3	absent	173,9	336,0	3,9	E	mu_s	mn	no
Pristimantis inguinalis	3,0	-8,9	present	1,0	24,9	24,9	B	si_s	sn	no
Pristimantis lacrimosus	3,2	0,8	present	1,0	144,8	144,8	B	si_s	sn	no

Pristimantis latericius	4,6	0,0	absent	1,0	106,0	106,0	A	si_s	sn	no
Pristimantis leoni	2,7	-9,9	absent	119,0	516,0	7,1	E	mu_s	mn	no
Pristimantis llojsintuta	2,9	-12,3	absent	14,6	342,3	9,3	C	mu_s	sn	no
Pristimantis mazar	3,1	NA	absent	1,0	18,5	18,5	A	si_s	sn	no
Pristimantis munozi	2,6	-9,7	present	150,0	80,0	5,4	D	mu_s	sn	no
Pristimantis nicefori	1,5	4,3	absent	1,0	40,0	40,0	A	si_s	sn	no
Pristimantis ockendeni	3,9	9,6	absent	19,9	201,0	11,1	C	mu_s	sn	no
Pristimantis olivaceus	4,2	7,3	present	1,0	56,4	56,4	B	si_s	sn	no
Pristimantis parvillus	5,7	NA	present	1,0	31,5	31,5	A	si_s	sn	no
Pristimantis pecki	2,6	6,8	absent	17,1	410,0	19,3	C	mu_s	mn	no
Pristimantis peruvianus	3,3	21,1	absent	194,3	154,4	3,4	C	mu_s	sn	no
Pristimantis petersi	3,7	1,0	present	1,0	156,8	156,8	B	si_s	sn	no
Pristimantis phoxocephalus	2,5	0,0	absent	2,4	1691,5	130,2	G	mu_s	mn	yes
Pristimantis platydactylus	2,5	-13,7	present	1,0	12,6	12,6	B	si_s	sn	no
Pristimantis pyrrhomerus	2,9	-3,5	absent	NA	240,5	4,9	G	NA	mn	yes
Pristimantis quaquaversus	2,5	-5,4	present	1,0	18,9	18,9	B	si_s	sn	no
Pristimantis rhabdolaemus	3,1	9,1	present	1,0	13,3	13,3	B	si_s	sn	no
Pristimantis ridens	3,2	-2,5	absent	212,1	2571,0	4,0	E	mu_s	mn	no

Pristimantis samaipatae	3,2	-4,3	absent	172,2	66,2	4,2	C	mu_s	sn	no
Pristimantis simonbolivari	2,7	-11,3	present	1,0	10,2	10,2	B	si_s	sn	no
Pristimantis simoterus	2,1	NA	absent	1,0	60,0	60,0	A	si_s	sn	no
Pristimantis taeniatus	2,4	4,7	absent	19,0	473,5	6,1	C	mu_s	sn	no
Pristimantis toftae	4,4	57,4	present	1,0	21,0	21,0	B	si_s	sn	no
Pristimantis unistrigatus	2,8	6,3	present	1,0	9,7	9,7	B	si_s	sn	no
Pristimantis uranobates	4,1	NA	absent	1,0	22,0	22,0	A	si_s	sn	no
Pristimantis verecundus	4,1	-8,2	present	1,0	4,2	4,2	B	si_s	sn	no
Pristimantis w-nigrum	1,5	-11,7	present	88,0	72,7	7,6	D	mu_s	sn	no
Pristimantis zimmermanae	4,5	16,4	present	156,3	35,2	5,2	D	mu_s	sn	no
Proceratophrys appendiculata	0,6	NA	absent	45,3	1907,0	NA	C	mu_s	sn	no
Proceratophrys bigibbosa	1,1	-12,4	absent	23,8	1749,7	9,9	C	mu_s	sn	no
Proceratophrys boiei	0,8	11,6	absent	47,0	1424,7	10,9	C	mu_s	sn	no
Proceratophrys brauni	1,4	-3,5	absent	33,4	816,1	8,5	C	mu_s	sn	no
Proceratophrys carranca	1,2	NA	absent	114,8	935,7	NA	E	mu_s	mn	no
Proceratophrys goyana	1,0	NA	absent	99,3	1400,0	9,1	G	NA	mn	yes
Proceratophrys paviotii	1,0	NA	NA	74,3	378,0	NA	NA	mu_s	sn	no
Proceratophrys renalis	0,8	NA	absent	61,1	390,0	NA	D	NA	sn	no

Proceratophrys rotundipalpebra	1,3	NA	absent	101,0	1100,0	9,0	G	NA	mn	yes
Proceratophrys sanctaritae	1,1	NA	present	116,8	400,0	NA	D	mu_s	sn	no
Proceratophrys vielliardi	1,1	NA	absent	107,7	992,5	8,8	G	mu_s	mn	yes
Pseudacris brachyphona	2,1	-7,2	absent	110,2	236,6	6,5	C	mu_s	sn	no
Pseudacris brimleyi	2,6	-2,0	absent	87,7	496,0	7,5	E	mu_s	mn	no
Pseudacris cadaverina	2,5	0,5	present	144,0	138,2	5,1	D	mu_s	sn	no
Pseudacris clarkii	2,8	1,3	present	82,8	215,7	8,8	D	mu_s	sn	no
Pseudacris crucifer	3,0	1,8	present	1,0	223,1	221,7	B	si_s	sn	no
Pseudacris feriarum	3,2	-3,0	absent	21,0	731,8	8,2	C	mu_s	sn	no
Pseudacris fouquettei	3,3	-3,4	absent	13,6	1076,2	6,9	C	mu_s	sn	no
Pseudacris kalmi	3,1	4,2	absent	20,4	641,8	9,8	C	mu_s	sn	no
Pseudacris maculata	3,3	-4,2	absent	15,4	1198,6	8,9	C	mu_s	sn	no
Pseudacris nigrita	3,2	-10,4	absent	24,4	368,7	7,7	C	mu_s	sn	no
Pseudacris ocularis	6,9	-0,7	present	46,4	188,0	8,2	H	mu_s	mn	yes
Pseudacris ornata	2,7	0,0	absent	1,0	35,0	28,9	A	si_s	sn	no
Pseudacris regilla	2,4	12,9	absent	64,3	257,1	9,0	G	mu_s	mn	yes
Pseudacris streckeri	2,3	1,8	present	1,0	65,0	64,8	B	si_s	sn	no
Pseudacris triseriata	3,3	-1,8	absent	23,3	867,2	8,3	C	mu_s	sn	no

<i>Pseudis bolbodactyla</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Pseudis cardosoi</i>	2,0	7,8	present	62,8	326,8	5,2	D	mu_s	sn	no
<i>Pseudis minuta</i>	2,4	-1,6	absent	99,8	120,3	6,5	D	mu_s	sn	no
<i>Pseudis paradoxa</i>	2,1	15,8	absent	51,4	267,4	4,7	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudobufo subasper</i>	2,5	NA	present	1,0	84,0	84,0	B	si_s	sn	no
<i>Pseudopaludicola ameghini</i>	4,0	NA	absent	61,4	70,0	5,2	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	4,8	3,8	present	210,5	101,6	3,4	F	mu_s	mn	no
<i>Pseudopaludicola canga</i>	4,3	NA	present	10,8	557,5	30,5	D	mu_s	sn	no
<i>Pseudopaludicola facureae</i>	4,5	NA	absent	24,3	658,5	23,1	C	mu_s	mn	no
<i>Pseudopaludicola falcipes</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	no
<i>Pseudopaludicola giarettai</i>	4,5	7,0	present	1,0	160,9	160,9	B	si_s	sn	no
<i>Pseudopaludicola hyleaustralis</i>	3,9	NA	present	1,0	30,0	30,0	B	si_s	sn	no
<i>Pseudopaludicola murundu</i>	5,3	NA	present	50,7	100,0	NA	D	mu_s	sn	no
<i>Pseudopaludicola mystacalis</i>	3,9	-0,9	present	60,7	73,0	5,9	D	mu_s	sn	no
<i>Pseudopaludicola pocoto</i>	5,4	NA	absent	10,9	274,8	7,8	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudopaludicola saltica</i>	4,5	NA	absent	55,0	60,0	3,0	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudophilautus amboli</i>	2,6	-5,9	present	40,9	171,2	10,9	D	mu_s	sn	no

<i>Pseudophilautus asankai</i>	2,9	NA	absent	8,8	397,0	7,0	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudophilautus hoffmanni</i>	2,4	NA	absent	13,5	665,0	5,0	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudophilautus kani</i>	3,6	2,8	present	90,6	50,8	5,4	D	mu_s	sn	no
<i>Pseudophilautus popularis</i>	3,8	NA	absent	120,0	68,0	NA	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudophilautus stuarti</i>	2,5	NA	absent	3,1	1759,0	5,5	C	mu_s	sn	NA
<i>Pseudophilautus viridis</i>	2,3	NA	absent	2,1	1263,0	7,9	C	mu_s	sn	NA
<i>Pseudophilautus wynaadensis</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Pseudophilautus zorro</i>	3,3	-13,5	absent	99,0	20,2	9,9	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudophryne australis</i>	2,9	17,4	absent	114,5	146,5	3,7	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudophryne bibronii</i>	2,4	7,4	absent	186,8	129,1	4,1	G	mu_s	mn	yes
<i>Pseudophryne coriacea</i>	2,4	6,9	absent	70,4	245,0	5,6	C	mu_s	sn	no
<i>Pseudophryne covacevichae</i>	2,5	16,3	NA	NA	NA	5,7	NA	NA	mn	yes
<i>Pseudophryne major</i>	2,8	4,2	NA	NA	NA	6,1	NA	NA	mn	yes
<i>Pseudophryne raveni</i>	2,5	16,6	absent	54,2	383,4	4,2	C	mu_s	sn	no
<i>Ptychadena anchietae</i>	1,8	0,0	absent	44,4	225,1	19,0	C	mu_s	mn	no
<i>Ptychadena bibroni</i>	3,9	NA	present	NA	107,3	NA	D	NA	sn	no
<i>Ptychadena guibei</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Ptychadena mapacha	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sn	no
Ptychadena mascareniensis	2,4	-5,7	present	90,8	236,8	6,2	D	mu_s	sn	no
Ptychadena mossambica	2,3	-10,3	present	187,3	110,8	3,8	D	mu_s	sn	no
Ptychadena oxyrhynchus	2,6	-22,9	present	37,3	394,4	12,2	D	mu_s	sn	no
Ptychadena porosissima	1,8	-10,7	present	82,0	153,9	7,8	D	mu_s	sn	no
Ptychadena pumilio	4,1	1,6	present	375,0	417,7	1,6	F	mu_s	mn	no
Ptychadena schillukorum	2,0	10,2	present	153,0	647,0	5,9	F	mu_s	mn	no
Ptychadena subpunctata	0,8	-18,0	present	87,8	345,0	7,7	H	mu_s	mn	yes
Ptychadena taenioscelis	2,7	0,6	present	144,7	221,1	5,2	D	mu_s	sn	no
Ptychadena tellinii	4,4	NA	absent	225,5	60,9	13,3	C	mu_s	mn	no
Ptychadena tournieri	4,5	19,3	absent	348,9	1031,9	1,9	E	mu_s	NA	no
Ptychadena trinodis	1,6	-5,4	absent	25,0	215,4	18,6	C	mu_s	sn	no
Ptychadena uzungwensis	3,8	-6,3	present	55,4	126,4	8,3	D	mu_s	sn	no
Pulchrana picturata	1,6	NA	absent	10,3	584,8	NA	C	mu_s	mn	no
Pulchrana siberu	3,4	NA	present	1,0	120,6	120,6	B	si_s	sn	no
Pyxicephalus adspersus	0,3	0,3	absent	64,8	1598,0	7,4	C	mu_s	sn	no
Pyxicephalus edulis	0,4	-1,0	absent	100,3	305,0	7,1	C	mu_s	sn	no
Rana arvalis	0,6	0,6	absent	1,0	93,1	93,1	A	si_s	sn	no

Rana aurora	0,8	-3,5	absent	106,4	623,2	6,4	E	mu_s	mn	no
Rana boylei	0,9	-30,3	absent	121,4	290,6	4,2	C	mu_s	sn	no
Rana cascadae	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Rana dalmatina	0,9	3,0	absent	88,6	58,5	9,0	C	mu_s	sn	no
Rana draytonii	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Rana iberica	0,8	-4,5	present	55,8	107,6	9,1	D	mu_s	sn	no
Rana luteiventris	0,8	-5,7	present	1,0	20,0	20,0	B	si_s	sn	no
Rana muscosa	1,2	-6,8	present	101,9	142,3	5,6	D	mu_s	sn	no
Rana pretiosa	0,8	-29,0	absent	6,1	1917,5	6,4	C	mu_s	sn	no
Rana pyrenaica	1,2	NA	absent	102,6	156,0	NA	C	mu_s	sn	no
Rana sierrae	1,0	-9,1	present	218,2	139,0	3,0	D	mu_s	sn	no
Rana temporaria	0,6	-33,4	absent	24,9	700,7	10,2	C	mu_s	sn	no
Rana uenoi	1,2	NA	NA	1,0	814,7	NA	C	NA	NA	no
Ranitomeya amazonica	5,3	-6,5	absent	123,2	144,9	3,8	C	mu_s	sn	no
Ranitomeya benedicta	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya defleri	5,5	-14,0	absent	72,9	541,5	7,9	C	mu_s	sn	no
Ranitomeya fantastica	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya flavovittata	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA



Ranitomeya imitator	5,3	-19,9	absent	33,9	767,7	7,9	C	mu_s	sn	no
Ranitomeya reticulata	4,2	-2,9	present	279,2	246,5	2,7	H	mu_s	mn	yes
Ranitomeya sirensis	5,8	-5,1	absent	30,9	1282,0	10,8	C	mu_s	sn	no
Ranitomeya summersi	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya uakarii	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya vanzolinii	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya variabilis	5,4	-5,8	present	196,8	385,5	2,7	D	mu_s	sn	no
Ranitomeya ventrimaculata	4,6	6,6	absent	149,3	469,6	2,7	C	mu_s	sn	no
Ranitomeya yavaricola	5,6	NA	NA	31,6	760,0	NA	NA	mu_s	sn	no
Ranoidea alboguttata	1,9	NA	present	209,0	134,0	NA	D	mu_s	sn	no
Ranoidea andiirrmalin	1,3	NA	present	1,0	28,0	NA	B	si_s	sn	no
Ranoidea booroolongensis	1,3	0,6	absent	54,7	112,0	5,8	C	mu_s	sn	no
Ranoidea brevipes	2,0	-13,0	absent	140,6	1547,2	4,7	D	mu_s	sn	no
Ranoidea caerulea	1,2	-6,7	absent	121,1	196,8	6,1	C	mu_s	sn	no
Ranoidea chloris	1,8	-13,1	absent	216,2	712,7	3,2	C	NA	sn	no
Ranoidea citropa	1,4	NA	absent	47,0	4766,0	NA	G	NA	mn	yes
Ranoidea cryptotis	0,8	-0,1	absent	112,1	502,9	6,3	C	mu_s	sn	no
Ranoidea dayi	2,4	25,9	absent	119,1	456,5	3,7	C	mu_s	sn	no

Ranoidea eucnemis	1,3	-27,3	absent	29,2	963,8	6,5	C	mu_s	sn	no
Ranoidea genimaculata	1,5	-14,1	present	1,0	7,2	7,3	B	si_s	sn	no
Ranoidea gracilenta	2,7	-24,0	absent	101,9	1491,2	4,5	C	mu_s	sn	no
Ranoidea lesueurii	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Ranoidea manya	2,4	-12,3	absent	336,7	815,4	2,6	C	mu_s	sn	no
Ranoidea myola	1,8	NA	absent	170,9	850,0	NA	E	mu_s	mn	no
Ranoidea nannotis	1,2	-10,0	present	114,7	75,7	6,4	H	mu_s	mn	yes
Ranoidea novaehollandiae	0,8	10,0	absent	202,0	255,0	3,9	C	mu_s	sn	no
Ranoidea nyakalensis	2,2	-20,6	absent	31,8	576,2	5,4	C	mu_s	sn	no
Ranoidea pearsoniana	2,8	NA	absent	61,4	961,0	NA	G	NA	mn	yes
Ranoidea platycephala	0,9	NA	absent	96,7	813,1	10,5	C	mu_s	sn	no
Ranoidea raniformis	1,1	NA	absent	NA	653,0	NA	G	NA	mn	yes
Ranoidea rheocola	2,7	-24,6	absent	85,3	588,8	4,2	C	mu_s	sn	no
Ranoidea subglandulosa	1,5	3,0	absent	88,1	309,9	7,7	G	mu_s	mn	yes
Ranoidea xanthomera	2,4	47,6	absent	218,6	1102,3	2,1	C	mu_s	sn	no
Raorchestes agasthyaensis	3,2	6,1	absent	259,2	46,3	2,8	C	mu_s	sn	no
Raorchestes akroparallagi	3,6	5,6	absent	20,8	208,8	9,5	C	mu_s	sn	no
Raorchestes anili	3,1	-3,1	absent	1,0	22,4	22,4	A	si_s	sn	no

Raorchestes beddomii	2,7	14,8	absent	26,0	115,3	10,3	C	mu_s	sn	no
Raorchestes bobingeri	3,5	3,1	absent	16,8	179,1	13,4	C	mu_s	mn	no
Raorchestes bombayensis	2,8	-0,8	absent	8,3	524,1	8,1	C	mu_s	sn	no
Raorchestes chalazodes	2,8	-2,4	absent	11,3	1027,0	13,6	C	mu_s	sn	no
Raorchestes charius	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Raorchestes chromasynchysi	2,7	-2,6	absent	12,9	348,2	9,9	C	mu_s	sn	no
Raorchestes flaviocularis	2,7	NA	absent	7,4	590,0	NA	C	mu_s	sn	no
Raorchestes glandulosus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Raorchestes griet	3,7	12,1	present	170,5	70,4	4,3	D	mu_s	sn	no
Raorchestes jayarami	3,0	1,2	absent	11,4	615,0	12,3	C	mu_s	sn	no
Raorchestes johnceei	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Raorchestes kakachi	2,7	-1,7	present	227,9	50,9	3,5	D	mu_s	sn	no
Raorchestes luteolus	2,5	-0,3	absent	32,8	2749,0	16,1	G	mu_s	mn	yes
Raorchestes manohari	3,9	-15,8	absent	1,0	9,7	9,7	B	si_s	sn	no
Raorchestes nerostagona	2,3	0,0	absent	1,0	12,3	12,3	A	si_s	sn	no
Raorchestes ochlandrae	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Raorchestes ponmudi	2,1	-0,4	absent	23,3	386,5	13,0	C	mu_s	sn	no

Raorchestes tuberohumerus	3,5	6,7	absent	8,2	366,2	8,6	C	mu_s	sn	no
Rhacophorus calcadensis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Rhacophorus laoshan	2,0	NA	absent	5,6	4100,0	NA	C	mu_s	mn	no
Rhacophorus lateralis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	no
Rhacophorus malabaricus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Rhacophorus margaritifer	2,0	-10,0	absent	187,5	16,0	6,4	C	mu_s	sn	no
Rhacophorus modestus	1,6	-15,4	absent	9,2	699,4	6,3	C	mu_s	sn	no
Rhacophorus monticola	2,0	0,0	absent	1,0	53,0	53,0	A	si_s	sn	no
Rhacophorus nigropalmatus	0,9	1,2	absent	1,0	25,4	25,4	A	si_s	sn	no
Rhacophorus reinwardtii	1,7	12,3	absent	157,9	291,2	4,3	E	mu_s	mn	no
Rhaebo guttatus	1,1	NA	absent	NA	460,7	NA	C	NA	sn	no
Rhaebo haematiticus	2,3	4,9	present	1,0	69,7	67,2	B	si_s	sn	no
Rhaebo olallai	2,3	-4,0	absent	77,6	742,6	8,5	E	mu_s	mn	no
Rheobatrachus silus	1,6	7,4	absent	51,5	613,6	5,6	C	mu_s	sn	no
Rheobatrachus vitellinus	1,1	-7,3	absent	29,5	479,7	7,4	C	mu_s	sn	no
Rhinella abei	1,3	18,4	present	125,8	31,8	7,2	D	mu_s	sn	no
Rhinella casconi	0,9	NA	absent	140,0	2900,0	NA	E	mu_s	mn	no

Rhinella castaneotica	1,8	-36,6	absent	64,7	207,3	7,0	C	mu_s	sn	no
Rhinella crucifer	0,9	NA	absent	187,5	3540,0	NA	G	mu_s	mn	yes
Rhinella granulosa	3,0	13,2	present	164,9	37,6	4,4	D	mu_s	sn	no
Rhinella henseli	1,1	-36,9	absent	123,5	267,2	5,5	C	mu_s	sn	no
Rhinella icterica	0,8	NA	absent	83,6	7518,0	NA	E	mu_s	mn	no
Rhinella inopina	1,1	NA	absent	105,3	3400,0	NA	E	mu_s	mn	no
Rhinella margaritifera	0,8	-10,3	absent	97,7	2267,0	8,7	E	mu_s	mn	no
Rhinella marina	0,7	-7,0	absent	94,3	2944,0	8,2	E	mu_s	mn	no
Rhinella mirandaribeiroi	2,5	NA	absent	121,2	33,0	8,0	C	mu_s	sn	no
Rhinella ornata	1,3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	no
Rhinella poeppigii	1,1	2,8	absent	136,4	1898,0	6,9	E	mu_s	mn	no
Rhinella proboscidea	1,4	8,7	absent	55,2	213,0	7,3	C	mu_s	sn	no
Rhinella schneideri	0,7	2,0	present	86,5	34,7	10,3	D	mu_s	sn	no
Rhinophrynus dorsalis	0,4	NA	present	1,0	1360,0	NA	A	si_s	sn	no
Rhombophryne coronata	3,7	6,4	present	1,0	75,5	75,5	B	si_s	sn	no
Rhombophryne mangabensis	3,4	NA	present	1,0	198,3	NA	B	si_s	sn	no
Rhombophryne minuta	4,2	2,0	absent	16,6	120,2	43,6	C	mu_s	mn	yes
Rhombophryne testudo	0,6	NA	absent	NA	868,0	NA	C	NA	sn	no

Rulyrana flavopunctata	6,8	-8,5	present	149,8	49,6	4,5	D	mu_s	sn	no
Scaphiophryne boribory	0,6	0,3	absent	1,0	15,2	15,2	A	si_s	sn	no
Scaphiophryne brevis	2,8	-20,4	absent	124,2	842,0	7,0	C	mu_s	sn	no
Scaphiophryne gottlebei	1,1	NA	absent	NA	NA	NA	C	NA	sn	no
Scaphiophryne madagascariensis	1,1	6,0	absent	1,0	30,4	28,8	A	si_s	sn	no
Scaphiophryne menabensis	0,9	NA	absent	25,2	635,0	16,5	C	mu_s	sn	no
Scaphiophryne spinosa	0,9	7,9	absent	24,2	4875,0	17,1	C	mu_s	sn	no
Scaphiopus couchii	1,9	-6,0	absent	214,7	656,8	3,3	C	mu_s	sn	no
Scaphiopus holbrookii	1,4	8,5	absent	126,6	660,2	5,5	C	mu_s	sn	no
Scaphiopus hurterii	1,6	4,4	absent	203,7	411,8	3,3	C	mu_s	sn	no
Scarthyla goinorum	5,2	3,2	present	43,8	105,0	11,6	D	mu_s	sn	no
Schismaderma carens	0,4	2,1	absent	61,5	1022,5	8,7	C	mu_s	sn	no
Scinax acuminatus	1,2	NA	absent	78,4	666,0	NA	C	NA	sn	no
Scinax alter	3,8	NA	absent	92,8	700,0	10,0	C	mu_s	sn	no
Scinax auratus	4,2	NA	present	47,4	190,0	16,0	D	mu_s	sn	no
Scinax boesemani	2,7	22,2	present	50,3	178,9	6,9	D	mu_s	sn	no
Scinax boulengeri	2,8	NA	present	400,0	405,0	NA	H	NA	mn	yes
Scinax cabralensis	4,0	NA	absent	47,4	640,0	NA	G	mu_s	mn	yes

Scinax camposseabrai	0,8	NA	absent	56,5	150,0	NA	C	mu_s	sn	no
Scinax castroviejoi	2,8	NA	present	202,5	65,0	NA	F	mu_s	mn	no
Scinax chiquitanus	2,2	20,1	absent	120,2	242,2	6,3	C	mu_s	sn	no
Scinax constrictus	3,4	NA	present	563,0	150,0	NA	F	mu_s	mn	no
Scinax cretatus	1,4	NA	absent	40,0	200,0	NA	C	mu_s	sn	no
Scinax crospedospilus	3,4	NA	present	500,0	358,0	NA	F	mu_s	mn	no
Scinax cruentomma	2,0	13,3	absent	77,8	115,7	11,2	C	mu_s	sn	no
Scinax curicica	3,6	NA	absent	20,9	1720,0	10,0	C	mu_s	sn	no
Scinax duartei	2,4	NA	absent	NA	547,0	NA	E	NA	mn	no
Scinax eurydice	1,9	NA	absent	200,0	110,0	NA	E	mu_s	mn	no
Scinax funereus	1,8	NA	absent	NA	173,7	NA	C	NA	sn	no
Scinax fuscomarginatus	4,3	-7,2	absent	152,6	583,3	5,0	C	mu_s	sn	no
Scinax fuscovarius	3,2	37,1	present	35,0	164,1	11,2	D	mu_s	sn	no
Scinax garbei	3,5	5,1	absent	54,3	1052,3	8,7	C	mu_s	sn	no
Scinax granulatus	3,0	NA	absent	45,2	152,8	11,8	C	mu_s	sn	no
Scinax hayii	3,0	NA	present	58,3	240,0	NA	D	NA	sn	no
Scinax ictericus	3,8	-13,4	present	71,3	232,2	9,1	D	mu_s	sn	no
Scinax nasicus	1,1	2,9	present	85,1	57,7	10,0	D	mu_s	sn	no

Scinax nebulosus	3,8	16,1	present	536,6	142,5	1,3	F	mu_s	mn	no
Scinax pedromedinae	3,8	6,7	present	35,8	170,3	22,6	D	mu_s	sn	no
Scinax perereca	2,6	9,2	present	68,7	263,2	10,8	D	mu_s	sn	no
Scinax proboscideus	2,8	-8,5	absent	73,2	1551,5	5,4	C	mu_s	sn	no
Scinax quinquefasciatus	3,2	-0,3	present	67,8	131,1	13,3	D	mu_s	sn	no
Scinax rogerioi	2,8	NA	absent	19,6	460,0	30,0	C	mu_s	mn	no
Scinax rossaferesae	2,9	NA	present	41,3	260,0	20,0	D	mu_s	sn	no
Scinax rostratus	0,9	NA	absent	52,6	1863,0	NA	C	NA	sn	no
Scinax ruber	2,8	2,0	present	71,2	187,3	9,9	D	mu_s	sn	no
Scinax rupestris	2,1	NA	absent	265,9	350,0	2,0	G	mu_s	mn	yes
Scinax squalirostris	4,1	6,3	absent	449,3	398,5	1,7	E	mu_s	mn	no
Scinax staufferi	2,8	-12,1	present	126,7	163,6	6,6	D	mu_s	sn	no
Scinax tigrinus	3,1	NA	absent	45,2	210,0	NA	C	NA	sn	no
Sclerophrys capensis	1,7	NA	NA	139,8	181,0	NA	NA	mu_s	sn	no
Sclerophrys garmani	1,0	-11,0	absent	94,8	446,0	8,5	C	mu_s	sn	no
Sclerophrys gutturalis	1,5	2,0	absent	19,1	816,0	7,6	C	mu_s	sn	no
Sclerophrys maculata	1,7	NA	absent	138,7	653,0	NA	C	mu_s	sn	no
Sclerophrys mauritanica	1,4	NA	absent	102,9	789,0	NA	E	mu_s	mn	no



<i>Sclerophrys pantherina</i>	0,7	1,4	absent	35,4	1497,0	18,8	C	mu_s	mn	no
<i>Sclerophrys pardalis</i>	0,6	7,4	absent	26,2	1292,0	10,1	C	mu_s	sn	no
<i>Sclerophrys poweri</i>	1,2	-0,3	absent	126,4	471,8	7,8	C	mu_s	sn	no
<i>Sclerophrys regularis</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Semnodactylus wealii</i>	2,1	NA	absent	119,0	330,4	NA	G	mu_s	mn	yes
<i>Silverstoneia flotator</i>	6,1	17,4	present	1,0	27,6	27,6	B	si_s	sn	no
<i>Smilisca baudinii</i>	1,0	4,1	present	184,1	64,7	3,8	D	mu_s	sn	no
<i>Smilisca fodiens</i>	2,3	0,1	absent	115,7	259,9	6,9	C	mu_s	sn	no
<i>Smilisca phaeota</i>	0,9	NA	absent	116,2	396,0	NA	C	NA	sn	no
<i>Smilisca sila</i>	2,6	NA	absent	138,7	430,0	NA	G	NA	mn	yes
<i>Spea bombifrons</i>	1,6	0,3	absent	55,2	782,1	11,3	C	mu_s	sn	no
<i>Spea hammondi</i>	1,5	2,0	absent	35,2	860,8	8,2	C	mu_s	sn	no
<i>Spea intermontana</i>	1,2	4,3	absent	66,5	554,9	9,6	C	mu_s	sn	no
<i>Spea multiplicata</i>	1,4	0,7	absent	24,6	936,3	10,6	C	mu_s	sn	no
<i>Sphaenorhynchus carneus</i>	4,7	-17,8	present	180,0	9,7	9,7	B	si_s	sn	no
<i>Sphaenorhynchus dorisae</i>	2,8	-6,7	absent	13,1	275,5	12,1	C	mu_s	sn	no
<i>Sphaenorhynchus lacteus</i>	2,2	NA	present	298,9	27,6	NA	D	mu_s	sn	no
<i>Sphaerotherca breviceps</i>	2,0	NA	absent	68,5	411,0	14,7	C	mu_s	sn	no

<i>Sphaerotheca dobsonii</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Spinomantis aglavei</i>	1,9	0,5	absent	1,0	91,3	91,3	A	si_s	sn	no
<i>Spinomantis bertini</i>	4,3	-5,5	absent	16,9	550,2	6,3	G	mu_s	mn	yes
<i>Spinomantis brunae</i>	3,0	-11,0	present	25,5	125,6	12,7	D	mu_s	sn	no
<i>Spinomantis elegans</i>	2,3	NA	present	21,1	95,0	9,0	D	mu_s	sn	no
<i>Spinomantis fimbriatus</i>	2,5	0,0	absent	28,7	1672,0	8,5	G	mu_s	mn	yes
<i>Spinomantis guibei</i>	2,8	7,7	absent	23,8	2214,0	8,3	G	mu_s	mn	yes
<i>Spinomantis massi</i>	3,0	-6,5	absent	38,5	52,0	13,3	C	mu_s	sn	no
<i>Spinomantis peraccae</i>	2,7	NA	absent	1,0	61,0	61,0	A	si_s	sn	no
<i>Spinomantis phantasticus</i>	2,4	NA	absent	8,6	232,0	NA	C	NA	sn	no
<i>Staurois guttatus</i>	4,7	-25,0	present	1,0	31,0	31,0	B	si_s	sn	no
<i>Staurois latopalmatus</i>	4,9	-18,8	absent	13,3	1584,0	31,9	C	mu_s	mn	no
<i>Staurois parvus</i>	5,9	-4,9	present	1,0	16,3	16,3	B	si_s	sn	no
<i>Strabomantis bufoniformis</i>	0,9	-11,9	present	1,0	11,6	11,6	B	si_s	sn	no
<i>Strongylopus bonaespei</i>	2,6	3,0	absent	167,5	2547,0	3,7	G	mu_s	mn	yes
<i>Strongylopus fasciatus</i>	3,1	22,9	present	1,0	18,8	18,8	B	si_s	sn	no
<i>Strongylopus grayii</i>	2,0	-15,4	present	1,0	8,4	8,4	B	si_s	sn	no
<i>Strongylopus rhodesianus</i>	3,3	9,3	present	1,0	20,4	20,4	B	si_s	sn	no

Strongylopus springbokensis	1,4	-1,8	absent	17,1	175,3	15,5	C	mu_s	mn	no
Strongylopus wageri	2,0	-3,1	absent	8,5	585,8	27,4	C	mu_s	mn	no
Stumpffia gimmeli	4,6	0,4	absent	1,0	99,8	100,0	A	si_s	sn	no
Stumpffia psologlossa	4,9	4,0	absent	19,0	843,0	13,6	C	mu_s	sn	no
Stumpffia pygmaea	6,1	0,9	absent	1,0	184,5	184,4	A	si_s	sn	no
Stumpffia roseifemoralis	3,4	0,7	absent	1,0	76,6	70,2	A	si_s	sn	no
Stumpffia tetradactyla	5,4	0,9	absent	1,0	73,0	72,9	A	si_s	sn	no
Stumpffia tridactyla	8,3	6,7	present	1,0	98,2	87,6	B	si_s	sn	no
Synapturanus mirandaribeiroi	1,3	-2,7	present	1,0	127,6	126,0	B	si_s	sn	no
Synapturanus salseri	1,1	-0,4	absent	44,2	271,5	20,0	C	mu_s	sn	no
Taruga eques	2,4	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	mn	no
Taudactylus acutirostris	3,1	-11,2	absent	10,2	2350,0	8,7	G	mu_s	mn	yes
Taudactylus eungellensis	2,2	-19,8	absent	11,9	337,0	14,0	C	mu_s	mn	no
Taudactylus liemi	3,4	-8,2	absent	7,7	653,2	22,9	C	mu_s	mn	no
Taudactylus pleione	2,7	-6,3	present	1,0	40,0	40,0	B	si_s	sn	no
Taudactylus rheophilus	3,1	-7,3	present	1,0	19,7	19,7	B	si_s	sn	no
Telmatobius edaphonastes	1,2	NA	absent	NA	557,0	NA	NA	NA	mn	yes

Teratohyla midas	7,3	-9,5	present	42,0	77,4	5,6	D	mu_s	sn	no
Teratohyla pulverata	5,7	NA	absent	166,7	1094,0	NA	NA	mu_s	mn	NA
Teratohyla spinosa	6,5	-5,9	present	42,3	142,0	8,9	D	mu_s	sn	no
Theloderma corticale	0,8	0,0	absent	15,3	262,2	46,4	C	mu_s	mn	no
Tlalocohyla loquax	2,3	NA	NA	129,0	95,0	NA	NA	NA	sn	no
Tomopterna cryptotis	3,5	-2,4	present	1,0	21,9	21,9	B	si_s	sn	no
Tomopterna damarensis	1,4	-1,8	present	1,0	39,1	39,1	B	si_s	sn	no
Tomopterna delalandii	2,3	3,1	present	1,0	27,7	27,7	B	si_s	sn	no
Tomopterna krugerensis	2,4	5,7	present	1,0	9,1	9,1	B	si_s	sn	no
Tomopterna marmorata	1,6	3,1	present	1,0	48,3	48,3	B	si_s	sn	no
Tomopterna natalensis	2,3	1,5	present	1,0	57,8	57,8	B	si_s	sn	no
Tomopterna tandyi	3,5	-1,3	present	1,0	27,5	27,5	B	si_s	sn	no
Tomopterna tuberculosa	2,8	-15,2	present	1,0	9,3	9,3	B	si_s	sn	no
Trachycephalus atlas	1,5	NA	absent	72,9	170,0	NA	C	NA	sn	no
Trachycephalus coriaceus	3,0	NA	absent	61,0	791,2	NA	C	mu_s	sn	no
Trachycephalus cunauaru	0,8	NA	absent	136,5	470,0	NA	C	NA	sn	no
Trachycephalus dibernardoi	1,6	14,5	absent	57,3	588,0	5,7	C	mu_s	sn	no
Trachycephalus jordani	2,0	4,6	present	60,9	383,4	4,8	D	mu_s	sn	no

Trachycephalus mesophaeus	1,5	6,3	absent	290,8	158,2	2,5	C	mu_s	sn	no
Trachycephalus resinifictrix	0,9	NA	absent	167,2	339,3	NA	C	NA	sn	no
Trachycephalus typhonius	0,4	NA	absent	192,6	501,7	5,6	C	mu_s	sn	no
Uperodon mormoratus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Uperodon taprobanicus	0,6	-14,7	absent	57,0	462,2	7,9	C	mu_s	sn	no
Uperodon triangularis	1,6	-0,4	present	132,1	199,9	5,6	D	mu_s	sn	no
Uperodon variegatus	0,9	-0,7	present	1,0	164,3	164,3	B	si_s	sn	no
Uperoleia altissima	3,2	20,8	absent	98,0	20,4	5,0	C	mu_s	sn	no
Uperoleia fusca	2,4	3,3	absent	44,9	404,8	7,7	C	mu_s	sn	no
Uperoleia laevigata	2,4	5,7	absent	145,1	312,8	5,2	C	mu_s	sn	no
Uperoleia lithomoda	2,7	-3,1	absent	310,1	12,9	2,0	C	mu_s	sn	no
Uperoleia littlejohni	2,0	4,0	absent	187,2	37,4	3,5	C	mu_s	sn	no
Uperoleia mimula	2,7	0,0	absent	58,0	74,2	7,6	C	mu_s	sn	no
Uperoleia rugosa	2,3	10,3	absent	36,8	128,5	8,0	C	mu_s	sn	no
Uperoleia stridera	3,2	NA	absent	90,0	24,0	NA	C	mu_s	sn	no
Uperoleia trachyderma	3,4	NA	absent	69,3	46,0	NA	C	mu_s	sn	no
Uperoleia tyleri	2,2	29,5	absent	87,8	459,0	6,1	C	mu_s	sn	no

Vandijkophrynus amatolicus	2,6	17,5	absent	167,5	388,0	5,9	C	mu_s	sn	no
Vandijkophrynus angusticeps	1,9	-14,2	absent	133,3	508,1	5,0	C	mu_s	sn	no
Vandijkophrynus gariepensis	1,6	-0,5	absent	132,0	1311,0	11,4	G	mu_s	mn	yes
Vandijkophrynus robinsoni	1,6	-0,4	absent	1,0	452,7	452,7	A	si_s	sn	no
Vitreorana antisthenesi	5,4	NA	absent	116,7	40,0	NA	C	mu_s	sn	no
Vitreorana castroviejoi	5,2	NA	present	84,7	23,6	NA	D	mu_s	sn	no
Vitreorana eurygnatha	4,9	11,7	absent	43,0	93,0	5,5	C	mu_s	sn	no
Vitreorana gorzulae	4,0	NA	absent	45,3	121,5	NA	C	mu_s	sn	no
Vitreorana helenae	4,5	NA	present	135,1	547,0	NA	H	mu_s	mn	yes
Vitreorana ritae	4,8	0,0	present	212,7	44,2	3,8	D	mu_s	sn	no
Vitreorana uranoscopa	4,9	1,5	absent	99,3	28,2	8,1	C	mu_s	sn	no
Walkerana diplosticta	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Xenopus amieti	2,5	NA	absent	NA	101,0	NA	C	NA	sn	no
Xenopus andrei	2,2	NA	absent	NA	839,5	NA	C	NA	sn	no
Xenopus boumbaensis	2,5	0,0	absent	1,0	36,4	36,4	A	si_s	sn	no
Xenopus clivii	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Xenopus epitropicalis	0,7	-5,4	absent	50,3	210,6	6,0	C	mu_s	sn	no

Xenopus gilli	2,2	NA	absent	NA	278,0	NA	C	NA	sn	no
Xenopus itombwensis	1,4	NA	absent	60,1	654,0	NA	G	mu_s	mn	yes
Xenopus laevis	1,9	NA	absent	NA	1266,0	NA	NA	NA	NA	yes
Xenopus largeni	1,5	NA	absent	NA	780,0	NA	C	NA	sn	NA
Xenopus lenduensis	1,6	NA	NA	9,9	143,9	NA	NA	NA	NA	NA
Xenopus muelleri	3,3	NA	NA	NA	24,0	NA	NA	NA	NA	no
Xenopus petersii	3,3	NA	absent	NA	54,0	NA	NA	NA	NA	no
Xenopus tropicalis	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Xenopus vestitus	2,0	NA	absent	76,9	1167,0	NA	C	mu_s	sn	no
Xenopus victorianus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Xenopus wittei	1,2	NA	absent	33,3	2036,0	NA	C	mu_s	sn	no
Yunganastes ashkapara	1,5	0,9	absent	1,0	30,4	30,4	A	si_s	sn	no
Yunganastes bisignatus	1,2	NA	absent	1,0	20,8	20,8	A	si_s	sn	no
Yunganastes pluvicanorus	1,4	NA	absent	1,0	280,5	280,5	A	si_s	sn	no
Zhangixalus achantharrhena	1,7	1,4	present	9,7	206,3	61,5	D	mu_s	sn	no
Zhangixalus arvalis	2,5	-2,1	present	20,6	145,8	19,3	D	mu_s	sn	no
Zhangixalus aurantiventris	1,5	5,1	present	26,6	112,9	19,4	D	mu_s	sn	no
Zhangixalus chenfui	2,1	NA	absent	10,5	322,6	NA	C	mu_s	sn	NA

Zhangixalus dennysi	1,7	NA	absent	NA	398,0	NA	C	NA	sn	no
Zhangixalus dugritei	1,7	NA	absent	13,7	874,2	NA	C	mu_s	sn	NA
Zhangixalus moltrechti	1,4	NA	absent	67,3	1917,0	NA	G	mu_s	mn	yes
Zhangixalus omeimontis	0,9	NA	absent	9,1	385,5	NA	C	mu_s	sn	no
Zhangixalus prasinatus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	no
Zhangixalus taipeianus	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA



## Appendix D

### Morphologische Merkmale der Arten.

Art	SVL [mm]	VSM	VSF	Tsize	Tcov
<i>Acanthixalus spinosus</i>	36,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
<i>Acris crepitans</i>	25,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
<i>Acris gryllus</i>	22,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
<i>Adelophryne mucronatus</i>	12,0	NA	NA	halb	verdeckt
<i>Adelotus brevis</i>	39,2	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
<i>Adenomera ajurauna</i>	19,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
<i>Adenomera andreae</i> (Guyane)	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Adenomera andreae</i> (Peru)	23,3	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
<i>Adenomera araucaria</i>	18,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
<i>Adenomera bokermanni</i>	17,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
<i>Adenomera cotuba</i>	19,7	NA	NA	gleich	sichtbar
<i>Adenomera diptyx</i>	30,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
<i>Adenomera engelsi</i>	20,5	NA	NA	kleiner	sichtbar
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	23,2	NA	einfach subgular	halb	sichtbar

Adenomera juikitam	19,3	NA	NA	halb	NA
Adenomera marmorata	19,3	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Adenomera nana	17,8	NA	NA	NA	NA
Adenomera thomei	23,0	NA	NA	halb	sichtbar
Adenomus kandianus	32,4	NA	NA	NA	verdeckt
Adenomus kelaartii	29,4	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus aureus	20,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus brachycnemis	20,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus crotalus	19,8	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus delicatus	18,9	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus dorsalis	26,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Afixalus fornasini	30,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus knysnae	19,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus nigeriensis	31,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus osorioi	30,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus paradorsalis	31,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afixalus quadrivittatus	28,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Afixalus spinifrons	18,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt

Afrixalus stuhlmanni	18,1	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afrixalus sylvaticus	19,4	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afrixalus vibekensis	21,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afrixalus vittiger	24,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Afrixalus weidholzi	20,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Agalychnis buckleyi	42,6	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Agalychnis callidryas	52,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Agalychnis hulli	37,1	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Agalychnis spurrelli	65,9	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Aglyptodactylus laticeps	42,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Aglyptodactylus madagascariensis	41,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Aglyptodactylus securifer	35,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Allobates bacurau	14,0	NA	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Allobates brunneus	16,0	intern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Allobates crombiei	18,1	intern	einfach subgular	NA	NA
Allobates femoralis	30,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Allobates flaviventris	18,8	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Allobates fratisenescus	19,3	NA	NA	NA	NA

Allobates grillisimilis	13,9	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Allobates hodli	24,4	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Allobates insperatus	15,2	NA	NA	NA	NA
Allobates talamancae	20,5	NA	einfach subgular	NA	NA
Allobates trilineatus	15,2	NA	NA	NA	NA
Allobates zaparo	27,8	NA	NA	NA	verdeckt
Allophryne ruthveni	22,6	NA	NA	NA	sichtbar
Alytes cisternasii	32,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Alytes dickhilleni	39,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar
Alytes muletensis	34,7	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar
Alytes obstetricans	45,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar
Amazophrynella javierbustamantei	14,9	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Amazophrynella minuta	16,5	NA	NA	NA	verdeckt
Ameerega altamazonica	20,5	NA	einfach subgular	halb	pverdeckt
Ameerega bassleri	35,0	NA	NA	NA	verdeckt
Ameerega berohoka	20,8	NA	NA	halb	sichtbar
Ameerega bilineata	18,3	NA	NA	kleiner	sichtbar
Ameerega boliviana	30,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar

Ameerega cainarachi	25,5	NA	NA	halb	sichtbar
Ameerega flavopicta	26,6	NA	NA	NA	NA
Ameerega hahneli	18,0	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Ameerega ignipedis	22,4	NA	NA	NA	sichtbar
Ameerega parvula	20,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Ameerega pepperi	31,0	NA	NA	NA	sichtbar
Ameerega petersi	26,2	NA	NA	NA	NA
Ameerega picta	23,2	NA	NA	NA	NA
Ameerega pongoensis	22,9	NA	NA	NA	NA
Ameerega silverstonei	35,9	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Ameerega trivittata	38,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Ameerega yoshina	30,5	NA	NA	NA	sichtbar
Amietia angolensis	62,0	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Amietia delalandii	45,0	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Amietia fuscigula	74,0	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Amietia vandijki	54,0	intern	gepaart subgular	NA	NA
Amietia vertebralis	45,0	intern	gepaart subgular	NA	verdeckt
Amnirana darlingi	54,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar

Amnirana nicobariensis	40,3	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Anaxyrus americanus	69,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Anaxyrus baxteri	50,0	NA	NA	NA	NA
Anaxyrus boreas	82,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Anaxyrus californicus	59,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Anaxyrus canorus	48,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Anaxyrus cognatus	75,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Anaxyrus debilis	41,5	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Anaxyrus exsul	50,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	NA
Anaxyrus fowleri	58,3	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Anaxyrus hemiophrys	62,0	intern	einfach subgular	NA	NA
Anaxyrus houstonensis	57,5	intern	einfach subgular	gleich	verdeckt
Anaxyrus microscaphus	66,0	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Anaxyrus nelsoni	81,3	NA	NA	kleiner	sichtbar
Anaxyrus punctatus	55,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Anaxyrus quercicus	23,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Anaxyrus retiformis	43,0	NA	NA	halb	sichtbar
Anaxyrus speciosus	65,0	NA	NA	gleich	sichtbar

Anaxyrus terrestris	62,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Anaxyrus woodhousii	91,0	extern	einfach subgular	gleich	pverdeckt
Andinobates cassidyhornae	19,0	NA	NA	halb	sichtbar
Andinobates claudiae	14,0	NA	NA	kleiner	sichtbar
Andinobates fulguritus	14,5	NA	NA	halb	pverdeckt
Andinobates geminisae	12,6	NA	NA	halb	pverdeckt
Andinobates minutus	13,2	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Andinobates tolimensis	17,9	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Anhydrophryne hewitti	22,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Anhydrophryne ngongoniensis	19,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Anhydrophryne rattrayi	14,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Anilany helenae	13,8	NA	NA	halb	sichtbar
Anodonthyla boulengerii	19,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Anodonthyla moramora	16,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Anodonthyla nigrigularis	22,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Anomaloglossus baeobatrachus	16,5	NA	einfach subgular	NA	NA
Anomaloglossus beebei	15,5	NA	NA	halb	verdeckt
Anomaloglossus degranvillei	17,3	NA	NA	NA	NA

Anomaloglossus isthminus	20,3	NA	NA	halb	verdeckt
Anomaloglossus kaiei	18,9	NA	NA	NA	sichtbar
Anomaloglossus stepheni	15,5	intern	einfach subgular	NA	NA
Anomaloglossus verbeeksnyderorum	18,8	NA	NA	kleiner	sichtbar
Aparasphenodon arapapa	57,8	NA	einfach subgular	halb	pverdeckt
Aplastodiscus albosignatus	42,8	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Aplastodiscus arildae	37,0	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Aplastodiscus cochranæ	43,0	intern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Aplastodiscus ehrhardti	37,5	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Aplastodiscus leucopygius	42,5	intern	einfach subgular	gleich	pverdeckt
Aplastodiscus perivridis	43,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Arcovomer passarellii	19,8	NA	NA	NA	verdeckt
Arthroleptella bicolor	22,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Arthroleptella drewesii	15,0	NA	NA	NA	verdeckt
Arthroleptella landdrosia	15,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Arthroleptella lightfooti	21,0	NA	NA	NA	sichtbar
Arthroleptella rugosa	19,0	NA	NA	NA	NA
Arthroleptella subvoce	14,0	NA	einfach subgular	NA	NA



Arthroleptella villiersi	20,0	NA	NA	NA	NA
Arthroleptis stenodactylus	31,5	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Arthroleptis wahlbergii	22,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Arthroleptis xenodactyloides	12,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Ascapus truei	34,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Assa darlingtoni	30,0	intern	einfach subgular	NA	NA
Atelopus balios	27,8	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Atelopus flavescens	23,7	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Atelopus franciscus	22,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Atelopus spumarius	23,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Atelopus tricolor	23,7	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Austrochaperina fryi	26,8	NA	NA	halb	verdeckt
Austrochaperina gracilipes	18,6	NA	NA	halb	verdeckt
Austrochaperina pluvialis	23,5	NA	NA	NA	verdeckt
Austrochaperina robusta	23,2	NA	NA	halb	verdeckt
Barycholos pulcher	25,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Barycholos ternetzi	27,0	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Blommersia blommersae	19,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar

Blommersia domerguei	15,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Blommersia grandisonae	20,5	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Blommersia kely	15,5	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Blommersia sarotra	16,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Blommersia variabilis	21,9	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Blommersia wittei	24,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana albomarginata	45,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana albopunctata	58,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Boana alfaroi	32,8	NA	NA	gleich	verdeckt
Boana almendarizae	37,6	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Boana balzani	40,4	NA	NA	halb	verdeckt
Boana bischoffi	38,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana boans	114,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Boana caingua	37,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana caipora	33,6	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Boana calcarata	32,1	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana cinerascens	33,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Boana crepitans	54,7	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar

Boana faber	91,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana fasciata	36,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana geographica	55,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana lanciformis	61,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana leptolineata	30,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boana lundii	60,9	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Boana maculateralis	36,0	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Boana marginata	48,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Boana marianitae	47,6	NA	NA	halb	sichtbar
Boana multifasciata	50,7	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana nympha	29,4	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana ornatissima	31,0	NA	NA	halb	sichtbar
Boana paranaiba	49,0	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Boana pellucens	47,2	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana picturata	48,9	NA	NA	kleiner	verdeckt
Boana prasina	44,7	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana pugnax	78,0	NA	NA	halb	sichtbar
Boana pulchella	42,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar

Boana punctata	35,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana raniceps	71,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana riojana	46,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana rosenbergi	63,1	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Boana rufitela	46,2	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana semiguttata	40,6	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boana tetete	31,7	NA	NA	gleich	verdeckt
Bokermannohyla carvalhoi	64,0	intern	gepaart subgular	kleiner	pverdeckt
Bokermannohyla circumdata	59,3	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Bokermannohyla flavopicta	60,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Bokermannohyla hylax	63,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Bokermannohyla ibitiguara	40,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Bokermannohyla juiju	52,6	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Bokermannohyla luctuosa	57,8	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Bokermannohyla nanuzae	38,6	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Bokermannohyla napolii	53,1	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Bokermannohyla pseudopseudis	52,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Bokermannohyla sapiranga	45,6	intern	einfach subgular	halb	sichtbar

Bokermannohyla sazimai	31,7	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Bombina bombina	42,5	intern	gepaart subgular	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Bombina variegata	40,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Boophis albilabris	58,0	extern	gepaart subgular	halb	verdeckt
Boophis albipunctatus	33,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Boophis andohahela	28,0	extern	gepaart subgular	halb	verdeckt
Boophis andreonei	32,0	extern	gepaart subgular	halb	verdeckt
Boophis anjanaharibeensis	35,5	NA	gepaart subgular	NA	verdeckt
Boophis ankaratra	26,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis axelmeyeri	39,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis blommersae	25,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis boehmei	27,5	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis bottae	22,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis brachyichir	47,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Boophis burgeri	37,5	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis doulioti	38,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis elenae	43,0	NA	gepaart subgular	halb	sichtbar
Boophis englaenderi	35,0	NA	gepaart subgular	halb	verdeckt

Boophis erythrodactylus	24,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis feonnyala	25,2	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis goudotii	60,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis guibei	37,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis haematopus	26,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis idae	32,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Boophis jaegeri	30,0	extern	gepaart subgular	kleiner	verdeckt
Boophis laurenti	31,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Boophis liami	20,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Boophis lichenoides	39,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis luteus	37,5	extern	gepaart subgular	halb	verdeckt
Boophis madagascariensis	62,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis majori	23,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis mandraka	23,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Boophis marojezensis	23,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Boophis microtypanum	28,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis miniatus	26,6	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis occidentalis	54,8	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar

Boophis opisthodon	54,5	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Boophis periegetes	72,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis picturatus	26,3	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis pyrrhus	28,1	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Boophis rappiodes	22,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis reticulatus	32,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis rhodoscelis	30,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Boophis rufiocularis	33,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis sambirano	22,5	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Boophis schuboeae	25,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis septentrionalis	35,5	extern	gepaart subgular	NA	verdeckt
Boophis sibilans	30,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Boophis tampoka	32,7	extern	gepaart subgular	kleiner	sichtbar
Boophis tasymena	22,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis tephraeomystax	36,6	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Boophis tsilomaro	57,3	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Boophis viridis	29,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Boophis vittatus	24,2	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt

Boophis xerophilus	37,0	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Brachycephalus darkside	16,7	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Brachycephalus pitanga	11,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps acutirostris	25,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps adspersus adspersus	37,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps adspersus pentheri	37,0	intern	einfach subgular	NA	NA
Breviceps bagginsi	23,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps fuscus	32,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps gibbosus	50,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps macrops	31,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps montanus	19,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps mossambicus	32,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps namaquensis	28,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps poweri	31,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps rosei rosei	22,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps rosei vansoni	22,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps sopranus	24,1	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps sylvestris sylvestris	33,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt



Breviceps sylvestris taeniatus	33,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Breviceps verrucosus	33,0	intern	einfach subgular	NA	sichtbar
Bufo bufo	64,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Bufo spinosus	85,3	nicht vorhanden	nicht vorhanden	kleiner	sichtbar
Bufotes balearicus	66,5	NA	NA	kleiner	verdeckt
Bufotes siculus	73,9	NA	NA	kleiner	sichtbar
Bufotes viridis	80,0	intern	einfach subgular	NA	NA
Cacosternum boettgeri	19,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Cacosternum capense	26,0	NA	NA	NA	verdeckt
Cacosternum karoocum	26,3	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cacosternum namaquense	16,0	NA	NA	NA	verdeckt
Cacosternum nanum	16,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Cacosternum parvum	11,0	NA	NA	NA	verdeckt
Cacosternum platys	14,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cacosternum striatum	13,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Callimedusa atelopoides	35,9	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Callimedusa tomopterna	49,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Callulina meteora	30,1	NA	NA	kleiner	sichtbar

Callulops biakensis	62,5	NA	NA	halb	sichtbar
Callulops wondiwoiensis	53,4	NA	NA	halb	sichtbar
Callulops yapenensis	48,2	NA	NA	NA	verdeckt
Capensibufo tradouwi	28,0	NA	NA	halb	sichtbar
Centrolene altitudinale	23,2	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Centrolene buckleyi	29,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Centrolene condor	27,6	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Centrolene lynchi	24,7	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Centrolene peristictum	19,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Centrolene sabini	30,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Centrolene savagei	22,3	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Ceratophrys cornuta	65,7	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Ceratophrys cranwelli	98,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Ceratophrys joazeirensis	84,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Chalcorana chalconota	38,0	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Chalcorana parvaccola	32,4	NA	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Chiasmocleis albopunctata	27,6	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Chiasmocleis anatis	19,0	NA	NA	NA	verdeckt

Chiasmocleis hudsoni	17,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Chiasmocleis mantiqueira	16,5	NA	NA	NA	verdeckt
Chiasmocleis shudikarensis	24,0	NA	NA	NA	verdeckt
Chiasmocleis ventrimaculata	21,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Chimerella mariaelenae	19,5	NA	NA	kleiner	verdeckt
Chiromantis rufescens	46,5	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Chiromantis vittiger	22,0	NA	NA	halb	sichtbar
Chiromantis xerampelina	58,0	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Choerophryne bisyllaba	15,4	NA	NA	kleiner	sichtbar
Choerophryne crucifer	14,7	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Choerophryne gracilirostris	14,1	NA	NA	NA	verdeckt
Choerophryne multisyllaba	14,4	NA	NA	kleiner	sichtbar
Choerophryne murrita	16,6	NA	NA	halb	verdeckt
Clinotarsus curtipes	NA	NA	NA	NA	NA
Cochranella granulosa	25,8	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Cochranella mache	23,0	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Cochranella nola	20,9	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Colostethus inguinalis	24,5	extern	gepaart lateral	kleiner	verdeckt

Colostethus jacobuspetersi	22,2	NA	NA	NA	NA
Colostethus latinasus	31,7	NA	NA	NA	NA
Cophixalus bombiens	13,4	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cophixalus caverniphilus	28,1	NA	NA	kleiner	verdeckt
Cophixalus concinnus	18,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cophixalus crepitans	12,8	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cophixalus exiguus	14,9	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cophixalus hosmeri	13,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cophixalus infacetus	15,2	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cophixalus kulakula	42,5	intern	einfach subgular	gleich	verdeckt
Cophixalus monosyllabus	22,9	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Cophixalus monticola	19,3	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cophixalus neglectus	21,8	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Cophixalus ornatus	22,9	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Cophixalus pakayakulangun	43,8	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Cophixalus saxatilis	32,0	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Cophyla barbouri	21,0	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Cophyla berara	24,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar

Cophyla cowanii	30,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Cophyla grandis	66,5	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Cophyla milloti	27,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Cophyla occultans	19,5	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Cophyla phyllodactyla	28,0	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Cophyla pollicaris	27,0	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Cophyla tetra	17,0	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Cophyla tuberifera	35,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Craugastor augusti	72,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Craugastor crassidigitus	25,2	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Craugastor fitzingeri	29,3	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Craugastor gollmeri	33,3	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar
Crinia deserticola	15,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Crinia parinsignifera	21,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Crinia remota	20,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Crinia signifera	20,9	NA	einfach subgular	NA	pverdeckt
Crinia tinnula	15,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Cruziohyla craspedopus	56,0	intern	einfach subgular	gleich	verdeckt

Ctenophryne geayi	38,0	NA	NA	NA	verdeckt
Dendrobates auratus	30,7	intern	einfach subgular	NA	NA
Dendrobates leucomelas	32,8	intern	einfach subgular	halb	NA
Dendrobates tinctorius	41,0	intern	einfach subgular	NA	NA
Dendropsophus acreeanus	35,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dendropsophus berthaltutae	22,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus bifurcus	25,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dendropsophus brevifrons	19,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus carnifex	26,1	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus delarivai	18,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus ebraccatus	25,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus elegans	26,5	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus gryllatus	23,7	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus jimi	19,3	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dendropsophus joannae	17,2	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Dendropsophus koechlini	21,1	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Dendropsophus leali	21,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus leucophyllatus	34,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt

Dendropsophus luteoocellatus	21,7	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus marmoratus	35,8	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Dendropsophus melanargyreus	35,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dendropsophus microcephalus	22,4	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Dendropsophus microps	19,9	extern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Dendropsophus minusculus	20,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Dendropsophus minutus	21,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus nahdereri	41,0	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Dendropsophus nanus	20,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus novaisi	34,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dendropsophus oliveirai	19,0	NA	NA	halb	verdeckt
Dendropsophus ozzy	20,0	extern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Dendropsophus parviceps	16,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Dendropsophus phlebodes	22,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus pseudomeridianus	19,0	NA	NA	kleiner	verdeckt
Dendropsophus rhodopeplus	21,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus riveroi	19,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus rubicundulus	20,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt

Dendropsophus sanborni	17,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Dendropsophus sarayacuensis	26,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Dendropsophus seniculus	37,7	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dendropsophus studerae	23,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dendropsophus timbeba	18,3	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Dendropsophus triangulum	25,8	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dendropsophus tritaeniatus	20,0	NA	NA	halb	verdeckt
Dermatonotus muelleri	45,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Diasporus citrinobapheus	18,7	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Diasporus diastema	18,7	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Diasporus gularis	21,0	NA	NA	kleiner	verdeckt
Diasporus igneus	26,1	NA	NA	kleiner	verdeckt
Diasporus ventrimaculatus	21,9	NA	NA	halb	NA
Diasporus vocator	15,3	NA	NA	kleiner	sichtbar
Discoglossus galganoi	52,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	verdeckt
Discoglossus jeanneae	47,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	NA
Discoglossus pictus	45,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	verdeckt
Dryophytes andersonii	42,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar



Dryophytes arenicolor	44,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dryophytes avivoca	33,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dryophytes chrysoscelis	46,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dryophytes cinereus	48,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dryophytes eximius	29,7	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dryophytes femoralis	32,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dryophytes graciosus	45,0	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Dryophytes squirellus	31,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dryophytes versicolor	46,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Dryophytes wrightorum	35,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Duttaphrynus melanostictus	70,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Duttaphrynus scaber	46,0	NA	NA	NA	NA
Dyscophus antongilii	62,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Dyscophus guineti	62,5	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Dyscophus insularis	40,0	NA	NA	NA	verdeckt
Ecnomiohyla sukia	60,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Edalorhina perezi	32,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Elachistocleis bicolor	30,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt

Elachistocleis cesarii	24,9	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Elachistocleis erythrogaster	30,7	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Elachistocleis helianneae	26,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Elachistocleis muiraquitana	31,1	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Elachistocleis ovalis	27,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Elachistocleis panamensis	24,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Elachistocleis piauiensis	22,5	NA	NA	NA	verdeckt
Elachistocleis skotogaster	28,1	NA	NA	NA	verdeckt
Eleutherodactylus acmonis	20,0	NA	NA	kleiner	sichtbar
Eleutherodactylus adelus	11,4	intern	NA	gleich	sichtbar
Eleutherodactylus antillensis	27,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Eleutherodactylus atkinsi	23,4	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus auriculatus	16,8	intern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Eleutherodactylus bartonsmithi	19,0	intern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Eleutherodactylus blairhedgesi	22,2	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Eleutherodactylus bresslerae	25,3	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus casparii	15,2	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus cattus	23,9	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar

Eleutherodactylus coqui	34,0	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Eleutherodactylus cubanus	11,1	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus cuneatus	31,4	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Eleutherodactylus cystignathoides	19,8	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Eleutherodactylus dimidiatus	20,9	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	sichtbar
Eleutherodactylus eileenae	24,0	extern	einfach subgular	NA	NA
Eleutherodactylus erythroproctus	14,0	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus etheridgei	20,7	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus feichtingeri	14,7	extern	einfach subgular	kleiner	NA
Eleutherodactylus glamyrus	19,2	extern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Eleutherodactylus greyi	32,6	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Eleutherodactylus grunwaldi	30,4	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus guanahacabibes	18,0	NA	NA	kleiner	sichtbar
Eleutherodactylus guantanamera	30,7	extern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Eleutherodactylus gundlachi	18,8	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus guttilatus	26,8	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus iberia	9,8	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus intermedius	17,0	NA	NA	halb	sichtbar

Eleutherodactylus ionthus	25,9	NA	NA	kleiner	sichtbar
Eleutherodactylus jaumei	11,7	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus johnstonei	21,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Eleutherodactylus klinikowskii	21,0	NA	NA	kleiner	sichtbar
Eleutherodactylus leberi	32,4	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Eleutherodactylus limbatus	11,2	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Eleutherodactylus mariposa	32,1	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Eleutherodactylus marnockii	23,7	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Eleutherodactylus melacara	27,1	NA	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Eleutherodactylus michael Schmid	38,2	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Eleutherodactylus orientalis	11,6	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Eleutherodactylus pezopetrus	42,0	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus pinarensis	40,0	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus planirostris	16,2	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus principalis	18,7	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Eleutherodactylus ricordii	27,3	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Eleutherodactylus riparius	23,7	extern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Eleutherodactylus rivularis	24,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar

Eleutherodactylus ronal-di	24,1	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Eleutherodactylus simulans	16,7	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Eleutherodactylus staurometopon	28,0	intern	einfach subgular	NA	NA
Eleutherodactylus symingtoni	58,7	NA	NA	gleich	sichtbar
Eleutherodactylus tetajulia	12,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Eleutherodactylus thomasi	28,8	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus toa	20,1	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus tonyi	20,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Eleutherodactylus turquinensis	31,6	NA	NA	gleich	sichtbar
Eleutherodactylus varians	26,5	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus varleyi	14,1	NA	NA	halb	sichtbar
Eleutherodactylus wixarika	22,9	nicht vorhanden	nicht vorhanden	kleiner	sichtbar
Eleutherodactylus zeus	52,6	NA	NA	gleich	sichtbar
Eleutherodactylus zug-i	14,0	NA	NA	halb	sichtbar
Engystomops coloradorum	20,4	NA	gepaart subgular	kleiner	sichtbar
Engystomops guayaco	16,9	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Engystomops montubio	20,6	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Engystomops petersi	26,8	NA	gepaart subgular	gleich	sichtbar

Engystomops pustulatus	27,1	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Engystomops pustulosus	30,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Engystomops puyango	27,6	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Engystomops randi	17,1	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Epidalea calamita	55,0	intern	einfach subgular	NA	NA
Epipedobates anthonyi	21,0	NA	NA	NA	verdeckt
Epipedobates boulengeri	16,9	NA	NA	halb	sichtbar
Epipedobates darwinwallacei	16,6	NA	NA	halb	verdeckt
Epipedobates machalilla	15,2	NA	NA	kleiner	verdeckt
Epipedobates tricolor	20,0	NA	NA	NA	sichtbar
Espadarana andina	24,0	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Espadarana audax	23,5	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Espadarana prosoblepon	24,5	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Euphlyctis aloysii	NA	NA	NA	NA	NA
Euphlyctis cyanophlyctis	NA	NA	NA	NA	NA
Euphlyctis mudigere	31,5	NA	NA	gleich	NA
Excidobates captivus	15,0	NA	NA	NA	NA
Excidobates mysteriosus	27,0	NA	einfach subgular	NA	NA

Fejervarya cancrivora	60,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Fejervarya kawamurai	37,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Fejervarya limnocharis	41,0	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Fejervarya sahyadris	18,7	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Frostius erythrophthalmus	21,3	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Frostius pernambucensis	21,0	NA	einfach subgular	halb	pverdeckt
Gastrophryne carolinensis	25,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Gastrophryne olivacea	30,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Gastrotheca fissipes	64,9	intern	einfach subgular	gleich	pverdeckt
Gastrotheca lojana	49,4	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gastrotheca pachachacae	29,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gastrotheca plumbea	57,4	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Gastrotheca prasina	84,5	intern	einfach subgular	gleich	verdeckt
Gastrotheca recava	65,8	intern	einfach subgular	gleich	pverdeckt
Gastrotheca riobambae	43,0	intern	einfach subgular	gleich	NA
Gastrotheca testudinea	55,5	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Gephyromantis ambohitra	35,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis asper	28,5	extern	gepaart subgular	gleich	sichtbar

Gephyromantis blanci	22,0	extern	gepaart subgular	NA	NA
Gephyromantis boulengeri	27,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis cornutus	39,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis corvus	37,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis decaryi	23,0	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis eiselti	21,5	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Gephyromantis enki	20,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis granulatus	42,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis horridus	27,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Gephyromantis klemmeri	20,5	extern	gepaart subgular	kleiner	sichtbar
Gephyromantis leucocephalus	27,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis leucomaculatus	36,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis luteus	39,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis mafy	20,4	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis malagasius	21,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis moseri	33,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis plicifer	43,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis pseudoasper	33,5	extern	gepaart subgular	NA	NA



Gephyromantis redimitus	50,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis rivicola	23,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis runewsweeki	23,5	NA	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis salegy	47,0	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis schilfi	28,0	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis sculpturatus	40,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis silvanus	31,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis striatus	23,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis tandroka	39,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis thelenae	22,2	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Gephyromantis tschenki	35,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis ventrimaculatus	21,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis webbi	25,0	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Gephyromantis zavona	38,0	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Ghatophryne ornata	30,0	NA	NA	halb	sichtbar
Glandirana susurra	37,4	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar
Gracixalus jinggangensis	30,9	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Gracixalus quangi	22,9	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt

Guibemantis bicalcaratus	NA	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Guibemantis depressiceps	38,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Guibemantis liber	25,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Guibemantis timidus	44,5	intern	einfach subgular	NA	sichtbar
Guibemantis tornieri	46,5	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Haddadus aramunha	41,2	NA	NA	halb	sichtbar
Haddadus binotatus	38,8	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Hadromophryne natalensis	41,0	NA	NA	NA	verdeckt
Hamptophryne boliviana	36,5	NA	NA	NA	verdeckt
Heleioporus australiacus	76,3	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	sichtbar
Heleophryne depressa	28,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Heleophryne hewitti	31,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Heleophryne orientalis	29,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Heleophryne purcelli	35,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Heleophryne regis	31,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Heleophryne rosei	39,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Hemisis guttatus	41,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Hemisis marmoratus	28,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt

Heterixalus alboguttatus	30,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Heterixalus andrakata	26,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Heterixalus betsileo	23,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Heterixalus boettgeri	23,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Heterixalus carbonei	26,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Heterixalus luteostriatus	26,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Heterixalus madagascariensis	35,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Heterixalus punctatus	22,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Heterixalus rutenbergi	25,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Heterixalus tricolor	24,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Heterixalus variabilis	28,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hildebrandtia ornata	52,0	NA	gepaart subgular	halb	sichtbar
Hoplobatrachus crassus	75,0	extern	gepaart subgular	NA	NA
Hoplobatrachus litoralis	90,0	NA	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Hoplobatrachus occipitalis	78,0	NA	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Hoplobatrachus tigerinus	128,8	NA	gepaart subgular	NA	NA
Huia masonii	30,0	NA	NA	NA	NA
Huia sumatrana	30,0	NA	NA	NA	sichtbar

Hyalinobatrachium bergeri	21,4	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium cappellei	21,6	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium carlesvilai	22,3	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium chirripoi	25,0	intern	einfach subgular	NA	sichtbar
Hyalinobatrachium colymbiphyllum	25,0	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Hyalinobatrachium diana	28,7	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium duranti	21,9	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium fleischmanni	23,5	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Hyalinobatrachium fragile	20,3	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium guairarepanensis	22,6	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyalinobatrachium iaspidiense	20,2	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium kawense	20,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium mesai	20,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium mondolfii	21,4	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium orientale	21,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium orocostale	20,1	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium pallidum	21,9	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium pellucidum	20,9	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt

Hyalinobatrachium talamancae	25,0	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyalinobatrachium tatayoi	22,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium tricolor	20,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyalinobatrachium yaku	21,4	NA	NA	kleiner	pverdeckt
Hydrolaetare schmidtii	92,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Hydrophylax malabaricus	57,8	extern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Hyla arborea	35,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Hyla intermedia	45,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Hyla meridionalis	37,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Hyla molleri	40,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Hyla sarda	39,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Hyla savignyi	38,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Hylarana celebensis	46,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	sichtbar
Hylarana erythraea	37,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar
Hylodes asper	40,5	extern	gepaart lateral	kleiner	sichtbar
Hylodes heyeri	36,0	extern	gepaart lateral	NA	sichtbar
Hylodes perplicatus	38,6	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Hylodes phyllodes	27,0	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar

Hyloides uai	32,7	extern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Hyloscirtus albopunctulatus	31,6	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Hyloscirtus alytolylax	34,8	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Hyloscirtus armatus	59,6	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyloscirtus charazani	70,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyloscirtus condor	70,3	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Hyloscirtus criptico	63,1	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Hyloscirtus lindae	64,4	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Hyloscirtus pacha	59,2	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Hyloscirtus palmeri	39,6	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyloscirtus pantostictus	61,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Hyloscirtus phyllognathus	33,0	NA	NA	kleiner	sichtbar
Hyloscirtus psarolaimus	55,0	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Hyloscirtus staufferorum	55,1	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Hyloscirtus tapichalaca	61,8	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyloscirtus torrenticola	33,8	NA	einfach subgular	halb	verdeckt
Hyloxalus awa	19,3	NA	NA	NA	NA
Hyloxalus azureiventris	23,5	NA	NA	halb	pverdeckt

Hyloxalus bocagei	22,8	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Hyloxalus elachyhistus	21,0	NA	NA	halb	sichtbar
Hyloxalus infraguttatus	18,6	intern	einfach subgular	NA	NA
Hyloxalus italo	23,1	NA	NA	kleiner	NA
Hyloxalus maculosus	22,6	NA	NA	halb	NA
Hyloxalus nexipus	22,1	NA	NA	NA	NA
Hyloxalus sauli	22,7	NA	NA	halb	NA
Hyloxalus toachi	20,6	NA	NA	halb	sichtbar
Hyloxalus yasuni	23,0	NA	NA	kleiner	NA
Hyperolius argus	26,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius benguellensis	15,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius bolifambae	23,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyperolius chlorosteus	35,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius concolor	27,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyperolius cystocandicans	24,6	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius endjami	21,5	extern	einfach subgular	NA	NA
Hyperolius fusciventris fusciventris	22,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyperolius fusciventris lamotensis	20,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt

Hyperolius glandicolor	31,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius guttulatus	31,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Hyperolius horstockii	31,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius jackie	20,8	extern	gepaart subgular	kleiner	sichtbar
Hyperolius langi	23,3	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius laurenti	30,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius marginatus	22,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius marmoratus	33,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius microps	18,2	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius mitchelli	25,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius montanus	26,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius nasutus	22,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius nienokouensis	20,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius nitidulus	26,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyperolius ocellatus	23,5	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyperolius parallelus	26,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius parkeri	22,1	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius phantasticus	30,4	extern	einfach subgular	NA	verdeckt



Hyperolius pickersgilli	22,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius picturatus	26,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyperolius puncticulatus	25,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius pusillus	19,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius semidiscus	25,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius spatzi	21,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius swynnertoni	29,0	extern	einfach subgular	NA	NA
Hyperolius torrentis	34,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius tuberculatus	30,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hyperolius tuberilinguis	29,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Hyperolius viridiflavus	30,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Hypopachus variolosus	31,3	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Incilius alvarius	145,5	intern	einfach subgular	NA	NA
Incilius coniferus	62,5	intern	einfach subgular	NA	sichtbar
Incilius nebulifer	75,5	intern	einfach subgular	NA	sichtbar
Indirana semipalmata	NA	NA	NA	NA	NA
Indosylvirana indica	51,3	extern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Indosylvirana intermedia	35,9	intern	NA	gleich	sichtbar

Ingerophrynus biporcatus	45,0	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Ingerophrynus parvus	41,0	intern	einfach subgular	NA	sichtbar
Ingerophrynus quadriporcatus	48,0	NA	NA	gleich	sichtbar
Ischnocnema bolbodactyla	14,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Ischnocnema guentheri	25,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Ischnocnema holti	17,0	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Ischnocnema oea	17,4	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Ischnocnema penaxavantinho	16,8	NA	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Isthmohyla rivularis	32,3	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Itapotihyla langsdorffii	73,5	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Julianus uruguayus	25,3	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Kalophrynus limbooliati	27,3	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Kaloula baleata	55,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Kassina arboricola	38,1	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Kassina cassinoides	44,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Kassina cochranae	36,1	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Kassina fusca	31,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Kassina schioetzi	37,0	intern	gepaart subgular	kleiner	sichtbar

Kassina senegalensis	32,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Kurixalus appendiculatus	33,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Kurixalus eiffingeri	34,0	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Kurixalus idiootocus	25,0	NA	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Laliostoma labrosum	45,0	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Lechriodus fletcheri	46,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Leptobranchella aerea	27,3	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Leptobranchella applebyi	20,8	NA	NA	halb	NA
Leptobranchella ardens	22,8	NA	NA	NA	sichtbar
Leptobranchella bidoupensis	29,9	NA	NA	halb	pverdeckt
Leptobranchella botsfordi	23,6	NA	NA	halb	NA
Leptobranchella crocea	24,6	NA	NA	NA	verdeckt
Leptobranchella melica	20,7	NA	NA	halb	sichtbar
Leptobranchella tuberosa	27,0	NA	NA	NA	verdeckt
Leptobranchium hasselti	43,0	intern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Leptobranchium leucops	46,8	NA	NA	halb	sichtbar
Leptobranchium masatakasatoi	55,6	NA	NA	halb	verdeckt
Leptobranchium montanum	58,5	intern	einfach subgular	halb	verdeckt

Leptobrachium pullum	46,1	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Leptodactylus bolivianus	104,6	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus bufonius	52,2	NA	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus chaquensis	79,5	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Leptodactylus cupreus	52,3	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Leptodactylus didymus	49,0	NA	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus discodactylus	28,1	NA	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus elenae	43,2	NA	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus fragilis	34,8	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Leptodactylus furnarius	36,6	NA	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus fuscus	43,4	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Leptodactylus gracilis	42,9	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Leptodactylus griseigularis	43,5	NA	NA	gleich	sichtbar
Leptodactylus insularum	86,6	intern	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus jolyi	46,3	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Leptodactylus knudseni	131,4	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus labrosus	56,7	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus labyrinthicus	149,4	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar

Leptodactylus latinasus	30,9	NA	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus leptodactyloides	40,1	NA	NA	gleich	sichtbar
Leptodactylus longirostris	37,8	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus melanonotus	37,7	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus mystaceus	47,4	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus mystacinus	54,1	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Leptodactylus notoaktites	47,5	NA	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus pentadactylus	140,3	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus petersii	32,9	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Leptodactylus plaumanni	37,0	NA	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus podicipinus	34,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Leptodactylus poecilochilus	44,6	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Leptodactylus rhodomystax	72,6	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus rhodonotus	66,9	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus riveroi	52,3	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus sertanejo	51,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptodactylus stenodema	86,0	NA	NA	halb	sichtbar
Leptodactylus tapiti	31,6	NA	gepaart subgular	halb	sichtbar

Leptodactylus ventrimaculatus	51,4	NA	NA	gleich	sichtbar
Leptodactylus wagneri	51,6	NA	NA	gleich	sichtbar
Leptomantis belalongensis	28,4	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Leptomantis harrissoni	55,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptomantis penanorum	33,9	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Leptopelis argenteus	40,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Leptopelis bocagii	44,0	intern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Leptopelis christyi	38,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptopelis flavomaculatus	52,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptopelis macrotis	43,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptopelis mossambicus	47,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Leptopelis natalensis	50,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptopelis spiritusnoctis	32,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptopelis viridis	35,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptopelis xenodactylus	45,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Leptophryne borbonica	25,0	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Leucostethus fugax	18,7	NA	NA	NA	NA
Limnodynastes convexiusculus	55,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt

Limnodynastes dumerilii dumerilii	70,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Limnodynastes dumerilii grayi	NA	NA	einfach subgular	NA	NA
Limnodynastes fletcheri	44,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Limnodynastes lignarius	60,0	NA	NA	gleich	sichtbar
Limnodynastes peronii	56,1	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Limnodynastes salmini	75,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Limnodynastes tasmaniensis	35,4	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Limnodynastes terraereginae	75,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Limnonectes blythii	175,0	NA	NA	gleich	sichtbar
Limnonectes dabanus	53,0	NA	NA	NA	NA
Limnonectes kuhlii	65,5	NA	NA	NA	verdeckt
Limnonectes microdiscus	33,5	NA	NA	NA	NA
Limnonectes microtypanum	32,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	kleiner	sichtbar
Limnonectes modestus	58,1	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Lithobates areolatus	82,8	intern	gepaart lateral	NA	sichtbar
Lithobates berlandieri	84,0	intern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Lithobates blairi	73,0	NA	NA	gleich	sichtbar
Lithobates capito	75,0	NA	NA	NA	NA

Lithobates catesbeianus	128,8	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Lithobates chiricahuensis	76,0	NA	NA	gleich	sichtbar
Lithobates clamitans	73,0	extern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Lithobates grylio	111,1	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Lithobates heckscheri	106,5	NA	NA	gleich	sichtbar
Lithobates kauffeldi	57,2	extern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Lithobates okaloosae	40,3	intern	einfach subgular	NA	NA
Lithobates onca	65,5	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Lithobates palmipes	78,0	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Lithobates palustris	52,0	intern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Lithobates pipiens	80,0	intern	gepaart lateral	NA	NA
Lithobates septentrionalis	56,6	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Lithobates sevosus	67,3	NA	NA	gleich	sichtbar
Lithobates sphenoccephalus	70,5	intern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Lithobates sylvaticus	60,0	intern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Lithobates tarahumarae	64,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Lithobates vaillanti	80,5	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Lithobates virgatipes	43,0	NA	gepaart lateral	NA	NA



Lithobates yavapaiensis	54,7	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	sichtbar
Lithodytes lineatus	41,0	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Litoria aurifera	19,2	NA	NA	gleich	sichtbar
Litoria bicolor	25,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria castanea	80,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Litoria christianbergmanni	28,5	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Litoria cooloolensis	24,9	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria dentata	36,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria ewingii	35,0	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Litoria fallax	25,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria freycineti	45,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria inermis	35,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria jervisiensis	60,0	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Litoria latopalmata	35,0	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Litoria littlejohni	45,5	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Litoria longirostris	26,0	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Litoria meiriana	18,8	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Litoria microbelos	15,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt

Litoria nasuta	39,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria nigrofrenata	50,0	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Litoria olongburensis	25,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria pallida	35,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria peronii	50,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria revelata	35,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria rothii	55,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria rubella	32,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria tyleri	50,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Litoria verreauxii	30,0	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Lysapsus limellum	17,5	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantella aurantiaca	21,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella baroni	26,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella bernhardi	19,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella betsileo	19,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella cowanii	25,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella crocea	20,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella ebenaui	19,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar

Mantella expectata	23,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella haraldmeieri	24,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella laevigata	25,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella milotympanum	21,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella nigricans	27,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella pulchra	22,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantella viridis	23,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantidactylus albofrenatus	21,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus alutus	25,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus ambreensis	35,5	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus argenteus	27,0	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus bellyi	36,5	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus betsileanus	25,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus bourgati	35,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus brevipalmatus	31,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus charlotteae	24,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus delormei	31,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus guttulatus	96,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt

Mantidactylus lugubris	37,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus majori	44,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Mantidactylus melanopleura	35,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus opiparis	25,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus tricinctus	18,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus ulcerosus	33,0	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Mantidactylus zipperi	22,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Megophrys elfina	29,7	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Megophrys gerti	35,9	NA	NA	halb	sichtbar
Megophrys montana	50,0	intern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Megophrys synoria	45,7	NA	NA	halb	sichtbar
Melanophryniscus atroluteus	26,0	NA	NA	NA	NA
Melanophryniscus dorsalis	23,5	NA	NA	NA	verdeckt
Melanophryniscus klappenbachi	25,0	NA	NA	NA	NA
Melanophryniscus montevidensis	21,5	NA	NA	NA	NA
Melanophryniscus pachyrhynus	26,4	NA	NA	NA	verdeckt
Melanophryniscus rubriventris	40,0	NA	NA	NA	NA
Meristogenys dyscritus	35,6	NA	gepaart subgular	halb	sichtbar

Metaphrynella sundana	20,8	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Micrixalus elegans	14,7	intern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Micrixalus kodayari	18,2	intern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Micrixalus kottigeharensis	22,9	intern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Micrixalus niluvasei	15,9	intern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Micrixalus uttaraghati	15,7	intern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Microbatrachella capensis	15,0	NA	NA	NA	verdeckt
Microhyla achatina	20,0	NA	NA	NA	verdeckt
Microhyla laterite	15,9	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Microhyla ornata	24,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Microhyla palmipes	16,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Microhyla rubra	NA	NA	einfach subgular	NA	NA
Microhyla sholigari	16,1	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Microhyla taraiensis	20,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Microkayla iatamasi	20,0	NA	NA	NA	NA
Microkayla kempffi	20,3	NA	NA	NA	NA
Microkayla wettsteini	31,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Minervarya asmati	29,6	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar

Minervarya caperata	29,0	NA	NA	NA	NA
Minervarya mudduraja	NA	NA	NA	NA	NA
Minervarya rufescens	32,4	NA	NA	NA	NA
Mixophyes balbus	72,5	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Mixophyes fasciolatus	65,0	intern	einfach subgular	NA	sichtbar
Mixophyes fleayi	80,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Mixophyes iteratus	115,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Mixophyes schevilli	90,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Morerella cyanophthalma	34,5	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Nasikabatrachus sahyadrensis	23,8	intern	einfach subgular	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Natalobatrachus bonebergi	25,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	sichtbar
Neobatrachus sudelli	45,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Niceforonia adenobrachia	16,2	NA	einfach subgular	NA	NA
Noblella carrascoicola	12,3	NA	NA	NA	NA
Noblella peruviana	19,1	NA	einfach subgular	NA	pverdeckt
Notaden melanoscaphus	55,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Nyctibatrachus beddomii	14,6	NA	NA	NA	NA
Nyctibatrachus dattatreyaensis	38,6	NA	gepaart subgular	NA	verdeckt

Nyctibatrachus grandis	69,6	NA	NA	NA	verdeckt
Nyctibatrachus humayuni	40,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Nyctibatrachus jog	36,1	intern	gepaart subgular	NA	verdeckt
Nyctibatrachus kempholeyensis	18,6	NA	NA	NA	NA
Nyctibatrachus kumbara	46,5	intern	gepaart subgular	NA	verdeckt
Nyctibatrachus minimus	12,3	NA	NA	NA	verdeckt
Nyctibatrachus petraeus	42,8	intern	gepaart subgular	NA	verdeckt
Nyctibatrachus pillai	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctimantis rugiceps	61,9	NA	NA	gleich	sichtbar
Nyctimystes bivocalis	45,5	NA	NA	kleiner	sichtbar
Nyctimystes brevipalmatus	40,0	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Nyctimystes cheesmani	49,5	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Nyctimystes infrafractus	110,0	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Nyctimystes intercastellus	43,1	NA	NA	kleiner	sichtbar
Nyctimystes kuduki	60,1	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Nyctixalus margaritifer	45,0	NA	NA	NA	sichtbar
Nymphargus bejaranoi	24,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Nymphargus grandisonae	27,2	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar

Nymphargus griffithsi	23,4	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Nymphargus lasgralarias	25,3	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Nymphargus siren	20,9	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Occidozyga lima	39,0	NA	NA	NA	verdeckt
Odontophrynus americanus	45,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Odontophrynus lavillai	60,1	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Odorrana hosii	56,5	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Ololygon angrensis	28,0	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Ololygon argyreornata	16,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Ololygon berthae	21,4	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Ololygon catharinae	37,6	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Ololygon cosenzai	19,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Ololygon insperata	20,1	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Ololygon littoralis	28,2	NA	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Ololygon peixotoi	19,8	NA	einfach subgular	halb	NA
Oophaga pumilio	20,9	NA	NA	NA	NA
Oophaga sylvatica	32,0	NA	NA	NA	NA
Oreobates cruralis	24,8	intern	einfach subgular	halb	sichtbar



Oreobates ibischi	30,0	NA	NA	halb	sichtbar
Oreobates remotus	31,6	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Oreobates sanctaecrucis	32,0	NA	NA	halb	sichtbar
Oreophryne anamiatoi	25,2	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Oreophryne clamata	19,7	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Oreophryne furu	21,9	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Oreophryne minuta	11,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Oreophryne monticola	26,0	NA	NA	NA	verdeckt
Oreophryne notata	18,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Oreophryne sibilans	21,4	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Oreophryne unicolor	28,8	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Oreophryne zimmeri	37,0	NA	NA	NA	NA
Osornophryne percrassa	27,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Osteocephalus buckleyi	46,0	extern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Osteocephalus cannatellai	46,8	extern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Osteocephalus deridens	31,9	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Osteocephalus fuscifacies	39,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Osteocephalus leprieurii (Pakitza)	44,5	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar

Osteocephalus leprieurii (Tambopata)	63,0	NA	NA	halb	sichtbar
Osteocephalus mutabor	44,1	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Osteocephalus oophagus	42,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Osteocephalus planiceps	57,9	extern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Osteocephalus taurinus	66,3	extern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Osteocephalus verruciger	48,1	NA	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Osteocephalus yasuni	49,1	extern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Osteopilus septentrionalis	57,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Otophryne pyburni	49,8	NA	NA	gleich	sichtbar
Paedophryne verrucosa	8,5	NA	NA	halb	verdeckt
Papurana daemeli	80,0	extern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Paracrinia haswelli	28,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Pedostibes tuberculosus	NA	NA	NA	NA	NA
Pelobates cultripes	62,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Pelobates fuscus	52,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Pelodytes ibericus	36,5	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Pelodytes punctatus	42,5	intern	gepaart subgular	NA	NA
Pelophylax bedriagae	78,5	extern	gepaart lateral	NA	sichtbar

Pelophylax epeiroticus	74,0	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Pelophylax kurtmuelleri	72,0	extern	gepaart lateral	NA	sichtbar
Pelophylax lessonae	50,0	extern	gepaart lateral	NA	sichtbar
Pelophylax perezi	85,0	extern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Pelophylax ridibundus	130,0	extern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Peltophryne cataulaciceps	26,4	intern	einfach subgular	NA	NA
Peltophryne empusus	74,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Peltophryne florentinoi	102,7	NA	einfach subgular	NA	NA
Peltophryne fustiger	117,8	NA	NA	halb	sichtbar
Peltophryne gundlachi	33,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Peltophryne longinasus	27,7	NA	NA	halb	sichtbar
Peltophryne peltoccephalus	114,1	NA	einfach subgular	NA	NA
Peltophryne taladai	120,2	NA	einfach subgular	NA	NA
Phasmahyla cochranee	32,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	verdeckt
Phasmahyla spectabilis	35,7	NA	NA	NA	verdeckt
Phasmahyla timbo	35,2	NA	NA	halb	verdeckt
Philautus aurantium	26,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Philautus aurifasciatus	19,8	NA	NA	NA	verdeckt

Philautus bunitus	38,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Philautus davidlabangi	20,4	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Philautus gunungensis	25,3	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Philautus kerangae	33,5	NA	NA	NA	verdeckt
Philoria kundagungan	30,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Philoria loveridgei	24,7	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Philoria sphagnicolus	32,1	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Phlyctimantis boulengeri	46,5	intern	gepaart subgular	kleiner	verdeckt
Phlyctimantis maculatus	52,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Phrynella pulchra	42,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Phrynobatrachus acridoides	22,8	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Phrynobatrachus francisci	15,0	NA	NA	halb	sichtbar
Phrynobatrachus latifrons	17,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Phrynobatrachus mababiensis	15,5	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Phrynobatrachus natalensis	29,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Phrynoidis asper	85,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Phrynomantis annectens	26,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Phrynomantis bifasciatus	44,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt

Phrynomantis microps	42,2	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Phyllodytes acuminatus	23,0	NA	einfach subgular	gleich	pverdeckt
Phyllodytes gyrinaethes	25,9	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Phyllodytes kautskyi	36,0	NA	einfach subgular	halb	pverdeckt
Phyllodytes melanomystax	23,7	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Phyllodytes tuberculosis	24,0	NA	einfach subgular	halb	pverdeckt
Phyllodytes wuchereri	25,6	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Phyllomedusa bahiana	63,9	NA	NA	halb	sichtbar
Phyllomedusa bicolor	97,0	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Phyllomedusa boliviana	62,6	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Phyllomedusa burmeisteri	61,9	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Phyllomedusa camba	65,9	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Phyllomedusa sauvagii	70,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Phyllomedusa tarsius	86,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Phyllomedusa vaillantii	61,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Physalaemus albonotatus	32,4	NA	einfach subgular	NA	NA
Physalaemus atlanticus	19,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus biligonigerus	37,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt

Physalaemus bokermanni	16,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus centralis	35,0	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
Physalaemus cuvieri	28,3	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus ephippifer	27,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus erikae	23,7	extern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Physalaemus evangelistai	NA	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus fernandezae	19,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus gracilis	27,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus jordanensis	22,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus moreirae	26,1	extern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Physalaemus nanus	19,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus nattereri	47,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Physalaemus olfersii	31,5	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Pipa aspera	44,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Pipa parva	32,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Pipa pipa	72,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Pithecopus hypochondrialis	35,2	NA	NA	kleiner	verdeckt
Pithecopus palliatus	40,0	intern	einfach subgular	halb	verdeckt

Cornufer papuensis	46,0	NA	NA	NA	NA
Platyplectrum ornatum	45,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Plethodontohyla alluaudi	50,0	NA	NA	halb	sichtbar
Plethodontohyla inguinalis	100,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Plethodontohyla mihanika	29,7	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Plethodontohyla notosticta	38,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Pleurodema brachyops	49,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Pleurodema cinereum	40,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Pleurodema tucumanum	42,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Polypedates iskandari	44,5	NA	NA	halb	sichtbar
Polypedates leucomystax	44,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Polypedates maculatus	42,3	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Polypedates occidentalis	50,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Polypedates ranwellai	43,6	NA	NA	halb	sichtbar
Poyntonia paludicola	29,0	NA	NA	NA	verdeckt
Poyntonophrynus beiranus	20,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Poyntonophrynus dombensis	29,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Poyntonophrynus fenoulheti	31,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar

Poyntonophrynus hoeschi	27,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Poyntonophrynus vertebralis	26,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis achatinus	29,3	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis acuminatus	22,8	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Pristimantis andinognomus	12,3	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis appendiculatus	19,9	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pristimantis bambu	19,2	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis calcarulatus	22,2	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pristimantis cerasinus	25,0	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pristimantis colomai	17,1	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pristimantis conspicillatus	27,6	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis danae	30,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis espedeus	23,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis fenestratus	28,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis inguinalis	22,0	NA	NA	NA	NA
Pristimantis lacrimosus	18,0	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pristimantis latericius	23,8	extern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Pristimantis leoni	15,7	NA	einfach subgular	kleiner	pverdeckt



Pristimantis llojsintuta	21,0	NA	NA	NA	NA
Pristimantis mazar	16,5	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Pristimantis munozi	16,7	NA	NA	halb	sichtbar
Pristimantis nicefori	21,5	NA	NA	NA	sichtbar
Pristimantis ockendeni	18,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Pristimantis olivaceus	19,3	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis parvillus	17,5	NA	NA	kleiner	sichtbar
Pristimantis pecki	17,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pristimantis peruvianus	32,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis petersi	17,2	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pristimantis phoxocephalus	26,1	NA	NA	halb	sichtbar
Pristimantis platydactylus	26,0	NA	NA	NA	NA
Pristimantis pyrrhomerus	17,6	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pristimantis quaquaversus	20,7	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Pristimantis rhabdolaemus	22,7	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Pristimantis ridens	19,0	NA	einfach subgular	NA	NA
Pristimantis samaipatae	33,0	NA	NA	halb	sichtbar
Pristimantis simonbolivari	17,6	NA	NA	kleiner	pverdeckt

Pristimantis simoterus	25,6	intern	einfach subgular	NA	NA
Pristimantis taeniatus	27,0	NA	NA	NA	NA
Pristimantis toftae	20,1	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Pristimantis unistrigatus	21,2	extern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Pristimantis uranobates	17,9	NA	NA	NA	NA
Pristimantis verecundus	19,5	NA	NA	kleiner	sichtbar
Pristimantis w-nigrum	35,6	NA	NA	kleiner	sichtbar
Pristimantis zimmermanae	20,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Proceratophrys appendiculata	54,6	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Proceratophrys bigibbosa	39,7	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Proceratophrys boiei	51,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Proceratophrys brauni	32,3	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Proceratophrys carranca	35,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Proceratophrys goyana	42,7	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Proceratophrys paviotii	44,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Proceratophrys renalis	47,8	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Proceratophrys rotundipalpebra	34,9	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Proceratophrys sanctaritae	41,0	intern	einfach subgular	halb	verdeckt

Proceratophrys vielliardi	40,3	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudacris brachyphona	22,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris brimleyi	27,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris cadaverina	32,3	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris clarkii	24,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris crucifer	23,5	extern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Pseudacris feriarum	28,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris fouquettei	26,4	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris kalmi	28,6	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris maculata	24,4	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris nigrita	25,7	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris ocularis	13,5	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pseudacris ornata	30,0	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pseudacris regilla	31,9	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris streckeri	33,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudacris triseriata	23,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudis bolbodactyla	38,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudis cardosoi	39,5	extern	gepaart subgular	gleich	sichtbar

Pseudis minuta	35,0	extern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Pseudis paradoxa	52,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudobufo subasper	85,5	NA	NA	gleich	sichtbar
Pseudopaludicola ameghini	16,9	NA	NA	NA	verdeckt
Pseudopaludicola boliviana	12,3	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudopaludicola canga	15,4	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudopaludicola facureae	13,2	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudopaludicola falcipes	14,8	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudopaludicola giarettai	17,1	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudopaludicola hyleaustralis	14,3	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudopaludicola murundu	14,7	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudopaludicola mystacalis	13,8	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudopaludicola pocoto	13,3	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudopaludicola saltica	14,4	NA	NA	NA	verdeckt
Pseudophilautus amboli	31,1	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Pseudophilautus asankai	21,4	NA	NA	NA	verdeckt
Pseudophilautus hoffmanni	22,3	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Pseudophilautus kani	20,6	extern	einfach subgular	halb	NA

Pseudophilautus popularis	19,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Pseudophilautus stuarti	24,8	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Pseudophilautus viridis	29,6	NA	NA	NA	verdeckt
Pseudophilautus wynaadensis	25,7	NA	NA	NA	NA
Pseudophilautus zorro	21,0	NA	NA	NA	sichtbar
Pseudophryne australis	24,6	intern	einfach subgular	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Pseudophryne bibronii	22,5	NA	einfach subgular	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Pseudophryne coriacea	28,0	NA	einfach subgular	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Pseudophryne covacevichae	26,0	NA	einfach subgular	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Pseudophryne major	40,0	NA	einfach subgular	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Pseudophryne raveni	30,0	NA	einfach subgular	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Ptychadena anchietae	35,5	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena bibroni	39,0	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena guibei	28,5	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena mapacha	40,0	NA	gepaart lateral	halb	sichtbar
Ptychadena mascareniensis	48,1	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena mossambica	39,3	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena oxyrhynchus	46,8	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar

Ptychadena porosissima	34,0	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena pumilio	28,5	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena schillukorum	34,0	NA	gepaart subgular	gleich	sichtbar
Ptychadena subpunctata	47,0	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena taenioscelis	27,0	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena tellinii	34,5	NA	gepaart lateral	halb	sichtbar
Ptychadena tournieri	34,0	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Ptychadena trinodis	47,0	NA	gepaart lateral	NA	sichtbar
Ptychadena uzungwensis	33,0	NA	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Pulchrana picturata	50,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar
Pulchrana siberu	38,0	NA	gepaart subgular	NA	NA
Pyxicephalus adspersus	164,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Pyxicephalus edulis	101,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Rana arvalis	62,5	intern	gepaart subgular	NA	sichtbar
Rana aurora	60,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	verdeckt
Rana boylei	37,0	intern	gepaart subgular	NA	verdeckt
Rana cascadae	55,0	intern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Rana dalmatina	65,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar

Rana draytonii	116,0	extern	gepaart subgular	NA	verdeckt
Rana iberica	36,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Rana luteiventris	75,0	NA	NA	gleich	verdeckt
Rana muscosa	64,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Rana pretiosa	75,0	intern	gepaart lateral	gleich	verdeckt
Rana pyrenaica	39,5	NA	NA	NA	verdeckt
Rana sierrae	75,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	NA
Rana temporaria	110,0	intern	gepaart subgular	NA	sichtbar
Rana uenoi	57,5	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Ranitomeya amazonica	17,5	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya benedicta	16,5	NA	NA	NA	pverdeckt
Ranitomeya defleri	15,8	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya fantastica	20,0	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya flavovittata	15,0	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya imitator	18,1	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya reticulata	14,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	pverdeckt
Ranitomeya sirensis	13,5	NA	NA	NA	pverdeckt
Ranitomeya summersi	20,4	NA	NA	NA	NA

Ranitomeya uakarii	15,4	NA	NA	NA	pverdeckt
Ranitomeya vanzolinii	17,0	NA	NA	NA	pverdeckt
Ranitomeya variabilis	17,4	NA	NA	NA	NA
Ranitomeya ventrimaculata	16,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Ranitomeya yavaricola	16,3	NA	NA	halb	pverdeckt
Ranoidea alboguttata	60,5	NA	NA	halb	sichtbar
Ranoidea andiirrmalin	70,9	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Ranoidea booroolongensis	45,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	kleiner	sichtbar
Ranoidea brevipes	40,5	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Ranoidea caerulea	80,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Ranoidea chloris	58,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Ranoidea citropa	65,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Ranoidea cryptotis	40,0	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Ranoidea dayi	50,0	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Ranoidea eucnemis	59,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Ranoidea genimaculata	85,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Ranoidea gracilenta	36,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Ranoidea lesueurii	70,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar



Ranoidea manya	28,5	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Ranoidea myola	36,8	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Ranoidea nannotis	65,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Ranoidea novaehollandiae	71,0	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Ranoidea nyakalensis	30,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Ranoidea pearsoniana	45,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Ranoidea platycephala	57,8	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	sichtbar
Ranoidea raniformis	80,0	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Ranoidea rheocola	50,0	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Ranoidea subglandulosa	40,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Ranoidea xanthomera	48,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Raorchestes agasthyaensis	18,0	NA	NA	NA	NA
Raorchestes akroparallagi	20,7	NA	einfach subgular	NA	pverdeckt
Raorchestes anili	24,1	NA	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Raorchestes beddomii	17,6	NA	NA	NA	pverdeckt
Raorchestes bobingeri	23,9	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Raorchestes bombayensis	22,0	NA	NA	NA	pverdeckt
Raorchestes chalazodes	25,0	NA	NA	NA	pverdeckt

Raorchestes charius	28,8	extern	NA	NA	NA
Raorchestes chromasynchysi	22,9	NA	NA	NA	sichtbar
Raorchestes flaviocularis	26,5	NA	NA	NA	verdeckt
Raorchestes glandulosus	25,2	NA	NA	NA	NA
Raorchestes griet	21,3	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Raorchestes jayarami	26,3	NA	NA	NA	NA
Raorchestes johnceei	32,6	NA	NA	NA	sichtbar
Raorchestes kakachi	24,9	NA	NA	NA	NA
Raorchestes luteolus	25,4	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Raorchestes manohari	17,8	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Raorchestes nerostagona	32,2	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Raorchestes ochlandrae	24,0	intern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Raorchestes ponmudi	37,4	extern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Raorchestes tuberothumerus	18,4	NA	NA	NA	NA
Rhacophorus calcadensis	41,0	NA	NA	NA	sichtbar
Rhacophorus laoshan	35,1	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Rhacophorus lateralis	30,4	NA	NA	NA	NA
Rhacophorus malabaricus	59,2	NA	NA	NA	NA

Rhacophorus margaritifer	42,7	NA	NA	halb	sichtbar
Rhacophorus modestus	41,0	NA	NA	halb	NA
Rhacophorus monticola	49,0	NA	NA	halb	verdeckt
Rhacophorus nigropalmatus	84,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhacophorus reinwardtii	59,0	NA	NA	gleich	sichtbar
Rhaebo guttatus	129,1	NA	NA	gleich	sichtbar
Rhaebo haematiticus	52,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhaebo olallai	37,5	NA	NA	NA	verdeckt
Rheobatrachus silus	40,0	NA	NA	NA	verdeckt
Rheobatrachus vitellinus	55,0	NA	NA	NA	verdeckt
Rhinella abei	66,7	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Rhinella casconi	75,8	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Rhinella castaneotica	38,0	NA	NA	gleich	NA
Rhinella crucifer	70,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhinella granulosa	48,1	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhinella henseli	58,3	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhinella icterica	133,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhinella inopina	88,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar

Rhinella margaritifera	46,9	intern	einfach subgular	NA	NA
Rhinella marina	117,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhinella mirandaribeiroi	51,2	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhinella ornata	64,7	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Rhinella poeppigii	100,0	intern	einfach subgular	NA	sichtbar
Rhinella proboscidea	50,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhinella schneideri	130,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Rhinophrynus dorsalis	72,1	intern	gepaart lateral	NA	verdeckt
Rhombophryne coronata	22,0	NA	NA	halb	sichtbar
Rhombophryne mangabensis	22,0	intern	NA	gleich	sichtbar
Rhombophryne minuta	16,5	NA	NA	kleiner	verdeckt
Rhombophryne testudo	36,0	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Rulyrana flavopunctata	21,6	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Scaphiophryne boribory	54,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
Scaphiophryne brevis	35,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Scaphiophryne gottlebei	25,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Scaphiophryne madagascariensis	48,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Scaphiophryne menabensis	41,2	NA	einfach subgular	NA	verdeckt

Scaphiophryne spinosa	44,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Scaphiopus couchii	70,0	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Scaphiopus holbrookii	72,0	intern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Scaphiopus hurterii	82,0	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Scarthyla goinorum	19,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Schismaderma carens	88,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Scinax acuminatus	38,1	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Scinax alter	27,1	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Scinax auratus	23,7	extern	einfach subgular	NA	sichtbar
Scinax boesemani	29,5	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Scinax boulengeri	42,5	extern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Scinax cabralensis	23,7	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax camposseabrai	31,2	intern	gepaart subgular	halb	verdeckt
Scinax castroviejoi	41,9	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Scinax chiquitanus	30,2	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Scinax constrictus	26,9	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Scinax cretatus	31,6	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax crospedospilus	26,5	extern	einfach subgular	halb	sichtbar

Scinax cruentomma	26,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Scinax curicica	27,4	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax duartei	30,0	extern	einfach subgular	kleiner	pverdeckt
Scinax eurydice	48,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax funereus	32,4	NA	gepaart subgular	halb	sichtbar
Scinax fuscomarginatus	21,2	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Scinax fuscovarius	42,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Scinax garbei	35,2	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax granulatus	36,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax hayii	36,4	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Scinax ictericus	29,9	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax nasicus	31,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax nebulosus	25,7	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax pedromedinae	26,4	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax perereca	36,3	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax proboscideus	46,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Scinax quinquefasciatus	32,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax rogerioi	28,9	extern	einfach subgular	halb	sichtbar

Scinax rossaferesae	29,6	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax rostratus	42,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax ruber	33,1	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax rupestris	24,9	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax squalirostris	24,0	extern	einfach subgular	halb	verdeckt
Scinax staufferi	25,0	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Scinax tigrinus	29,6	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Sclerophrys capensis	74,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Sclerophrys garmani	74,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Sclerophrys gutturalis	78,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Sclerophrys maculata	51,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Sclerophrys mauritanica	132,0	intern	einfach subgular	halb	pverdeckt
Sclerophrys pantherina	91,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Sclerophrys pardalis	95,0	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Sclerophrys poweri	65,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Sclerophrys regularis	76,5	intern	einfach subgular	gleich	sichtbar
Semnodactylus wealii	33,5	NA	NA	NA	verdeckt
Silverstoneia flotator	15,6	NA	NA	NA	NA

<i>Smilisca baudinii</i>	58,7	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
<i>Smilisca fodiens</i>	58,5	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
<i>Smilisca phaeota</i>	53,0	intern	gepaart subgular	gleich	sichtbar
<i>Smilisca sila</i>	38,0	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
<i>Spea bombifrons</i>	34,5	intern	einfach subgular	halb	verdeckt
<i>Spea hammondi</i>	42,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
<i>Spea intermontana</i>	52,5	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
<i>Spea multiplicata</i>	48,5	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
<i>Sphaenorhynchus carneus</i>	16,5	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
<i>Sphaenorhynchus dorisae</i>	27,6	extern	einfach subgular	NA	verdeckt
<i>Sphaenorhynchus lacteus</i>	36,8	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
<i>Sphaerotheca breviceps</i>	40,0	NA	gepaart subgular	halb	sichtbar
<i>Sphaerotheca dobsonii</i>	NA	NA	NA	halb	sichtbar
<i>Spinomantis aglavei</i>	44,5	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
<i>Spinomantis bertini</i>	22,5	NA	gepaart subgular	halb	sichtbar
<i>Spinomantis brunae</i>	32,3	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
<i>Spinomantis elegans</i>	55,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
<i>Spinomantis fimbriatus</i>	34,9	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar



Spinomantis guibei	32,0	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Spinomantis massi	35,5	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Spinomantis peraccae	40,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Spinomantis phantasticus	37,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Staurois guttatus	30,0	NA	gepaart lateral	NA	sichtbar
Staurois latopalmaris	44,5	NA	gepaart lateral	kleiner	sichtbar
Staurois parvus	21,7	NA	gepaart lateral	NA	NA
Strabomantis bufoniformis	59,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Strongylopus bonaespei	26,5	intern	gepaart subgular	kleiner	sichtbar
Strongylopus fasciatus	30,5	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Strongylopus grayii	29,0	intern	gepaart subgular	NA	sichtbar
Strongylopus rhodesianus	30,0	NA	NA	halb	sichtbar
Strongylopus springbokensis	39,1	intern	gepaart subgular	halb	sichtbar
Strongylopus wageri	39,0	intern	gepaart subgular	NA	NA
Stumpffia gimmeli	15,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Stumpffia psiloglossa	15,5	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Stumpffia pygmaea	11,5	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Stumpffia roseifemoralis	20,0	NA	NA	halb	sichtbar

Stumpffia tetradactyla	14,0	NA	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Stumpffia tridactyla	10,5	NA	NA	halb	sichtbar
Synapturanus mirandaribeiroi	28,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	gleich	verdeckt
Synapturanus salseri	28,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Taruga eques	36,7	intern	einfach subgular	halb	NA
Taudactylus acutirostris	30,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Taudactylus eungellensis	35,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	NA	verdeckt
Taudactylus liemi	25,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Taudactylus pleione	25,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Taudactylus rheophilus	30,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Telmatobius edaphonastes	50,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	halb	sichtbar
Teratohyla midas	18,4	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Teratohyla pulverata	23,5	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Teratohyla spinosa	18,9	intern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Theloderma corticale	69,2	NA	NA	NA	verdeckt
Tlalocohyla loquax	34,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Tomopterna cryptotis	37,0	NA	NA	halb	verdeckt
Tomopterna damarensis	39,3	NA	NA	NA	verdeckt

Tomopterna delalandii	34,0	NA	NA	NA	verdeckt
Tomopterna krugerensis	41,5	NA	NA	NA	verdeckt
Tomopterna marmorata	38,0	NA	NA	NA	verdeckt
Tomopterna natalensis	30,5	NA	NA	NA	verdeckt
Tomopterna tandyi	40,0	NA	NA	NA	NA
Tomopterna tuberculosa	30,0	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Trachycephalus atlas	98,0	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Trachycephalus coriaceus	58,5	extern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Trachycephalus cunauaru	67,2	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Trachycephalus dibernardoi	57,2	extern	gepaart lateral	gleich	sichtbar
Trachycephalus jordani	73,5	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Trachycephalus mesophaeus	53,4	extern	gepaart lateral	kleiner	sichtbar
Trachycephalus resinifictrix	77,0	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Trachycephalus typhonius	89,0	extern	gepaart lateral	halb	sichtbar
Uperodon mormoratus	NA	NA	NA	NA	NA
Uperodon taprobanicus	75,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperodon triangularis	24,2	NA	NA	NA	verdeckt
Uperodon variegatus	35,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt

Uperoleia altissima	21,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperoleia fusca	30,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperoleia laevigata	27,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperoleia lithomoda	25,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperoleia littlejohni	30,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperoleia mimula	25,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperoleia rugosa	30,0	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperoleia stridera	22,1	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperoleia trachyderma	20,1	intern	einfach subgular	NA	verdeckt
Uperoleia tyleri	32,5	NA	einfach subgular	NA	verdeckt
Vandijkophrynus amatolicus	23,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Vandijkophrynus angusticeps	37,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Vandijkophrynus gariepensis	61,0	intern	einfach subgular	halb	sichtbar
Vandijkophrynus robinsoni	36,0	intern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Vitreorana antisthenesi	23,6	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Vitreorana castroviejo	22,5	extern	einfach subgular	kleiner	NA
Vitreorana eurygnatha	20,4	NA	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Vitreorana gorzulae	20,6	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar

Vitreorana helenae	19,7	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Vitreorana ritae	18,8	extern	einfach subgular	kleiner	sichtbar
Vitreorana uranoscopa	21,2	extern	einfach subgular	kleiner	verdeckt
Walkerana diplosticta	NA	NA	NA	NA	NA
Xenopus amieti	40,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus andrei	39,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus boumbaensis	33,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus clivii	50,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus epitropicalis	43,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus gilli	38,5	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus itombwensis	30,2	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus laevis	71,6	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus largeni	NA	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus lenduensis	40,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus muelleri	49,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus petersii	57,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus tropicalis	36,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus vestitus	40,0	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden

Xenopus victorianus	NA	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Xenopus wittei	38,8	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden	nicht vorhanden
Yunganastes ashkapara	47,3	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Yunganastes bisignatus	31,6	NA	NA	halb	sichtbar
Yunganastes pluvicanorus	34,6	NA	NA	halb	sichtbar
Zhangixalus achantharrhena	43,5	NA	NA	NA	NA
Zhangixalus arvalis	42,3	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Zhangixalus aurantiventris	51,2	extern	einfach subgular	halb	sichtbar
Zhangixalus chenfui	36,9	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Zhangixalus dennysi	80,0	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Zhangixalus dugritei	43,5	NA	einfach subgular	halb	sichtbar
Zhangixalus moltrechti	45,0	NA	einfach subgular	NA	sichtbar
Zhangixalus omeimontis	64,7	intern	gepaart subgular	gleich	verdeckt
Zhangixalus prasinatus	55,5	NA	einfach subgular	gleich	sichtbar
Zhangixalus taipeianus	40,0	intern	einfach subgular	NA	pverdeckt

## Appendix E

### Verhaltensweisen und Lebensraum der Arten.

Art	Epo	Wpos	Höhe	Rufzeit	Lebensraum	Laichgewässer
<i>Acanthixalus spinosus</i>	atVc	atW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Acris crepitans</i>	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Acris gryllus</i>	e	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Adelophryne mucronatus</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Adelotus brevis</i>	e;sw	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
<i>Adenomera ajurauna</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Adenomera andreae</i> (Guyane)	ls	NA	G	Rz (g)	NA	NA
<i>Adenomera andreae</i> (Peru)	ls	aW	G	Rz (g)	W/oG	NA
<i>Adenomera araucaria</i>	ls	NA	G	Rz (g)	W/oG	NA
<i>Adenomera bokermanni</i>	ls	atW	G	Rz (t)	W/oG	Lg (s)
<i>Adenomera cotuba</i>	NA	NA	G	NA	oG	NA
<i>Adenomera diptyx</i>	e;atV	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Adenomera engelsi</i>	NA	NA	G	Rz (t)	W	NA
<i>Adenomera hylaedactyla</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Adenomera juikitam</i>	NA	NA	G	NA	oG	NA
<i>Adenomera marmorata</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Adenomera nana</i>	NA	NA	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Adenomera thomei</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Adenomus kandianus</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Adenomus kelaartii</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Afrixalus aureus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Afrixalus brachycnemis</i>	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
<i>Afrixalus crotalus</i>	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Afrixalus delicatus</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)

<i>Afrixalus dorsalis</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Afrixalus fornasini</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Afrixalus knysnae</i>	atV	atW	G/U	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Afrixalus nigeriensis</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Afrixalus osorioi</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Afrixalus paradorsalis</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Afrixalus quadrivittatus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Afrixalus spinifrons</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Afrixalus stuhlmanni</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Afrixalus sylvaticus</i>	atV	atW	U	NA	W	Lg (s)
<i>Afrixalus vibekensis</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
<i>Afrixalus vittiger</i>	atV	NA	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Afrixalus weidholzi</i>	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Agalychnis buckleyi</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
<i>Agalychnis callidryas</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Agalychnis hulli</i>	atV	atW	C	NA	W	Lg (s)
<i>Agalychnis spurrelli</i>	atV	atW	C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Aglyptodactylus laticeps</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Aglyptodactylus madagascariensis</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Aglyptodactylus securifer</i>	e	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
<i>Allobates bacurau</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	NA
<i>Allobates brunneus</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Allobates crombiei</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Allobates femoralis</i>	atV;ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Allobates flaviventris</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Allobates fratisenescus</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Allobates grillisimilis</i>	atV	aW	G	Rz (t)	W	NA
<i>Allobates hodli</i>	NA	aW	G	Rz (t)	W	NA
<i>Allobates insperatus</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s)



<i>Allobates talamancae</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Allobates trilineatus</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Allobates zaparo</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Allophryne ruthveni</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Alytes cisternasii</i>	e	aW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Alytes dickhilleni</i>	NA	NA	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Alytes muletensis</i>	ec	atW	G	Rz (n)	oG	fl
<i>Alytes obstetricanus</i>	e	NA	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Amazophrynella javierbustamantei</i>	atV	atW	G	Rz (t)	W	NA
<i>Amazophrynella minuta</i>	ec	NA	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Ameerega altamazonica</i>	ls	aW	G	Rz (t)	oG	NA
<i>Ameerega bassleri</i>	ls	NA	G	Rz (t)	W	fl
<i>Ameerega berohoka</i>	NA	NA	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Ameerega bilineatus</i>	ls	NA	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Ameerega boliviana</i>	ls	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Ameerega cainarachi</i>	ls	NA	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Ameerega flavopicta</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Ameerega hahneli</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Ameerega ignipedis</i>	ls	NA	G	Rz (t)	W	fl
<i>Ameerega parvula</i>	atV	aW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Ameerega pepperi</i>	e	NA	G	Rz (t)	W	fl
<i>Ameerega petersi</i>	NA	NA	G	Rz (t)	W	fl
<i>Ameerega picta</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Ameerega pongoensis</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Ameerega silverstonei</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Ameerega trivittata</i>	atV	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Ameerega yoshina</i>	ls	NA	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Amietia angolensis</i>	e	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)

<i>Amietia delalandii</i>	NA	atW	G	NA	oG	fl
<i>Amietia fuscigula</i>	sw	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s/f)
<i>Amietia vandijki</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	fl
<i>Amietia vertebralis</i>	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Amnirana darlingi</i>	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Amnirana nicobariensis</i>	e	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Anaxyrus americanus</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Anaxyrus baxteri</i>	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
<i>Anaxyrus boreas</i>	NA	NA	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Anaxyrus californicus</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	fl
<i>Anaxyrus canorus</i>	NA	NA	G	Rz (t)	oG	Lg (s/f)
<i>Anaxyrus cognatus</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Anaxyrus debilis</i>	NA	NA	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Anaxyrus exsul</i>	e;sw	atW	G	Rz (g)	oG	fl
<i>Anaxyrus fowleri</i>	e	atW	G	NA	W	Lg (s)
<i>Anaxyrus hemiophrys</i>	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Anaxyrus houstonensis</i>	ec	aW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Anaxyrus microscaphus</i>	NA	NA	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Anaxyrus nelsoni</i>	NA	atW	NA	NA	oG	fl
<i>Anaxyrus punctatus</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Anaxyrus quercicus</i>	NA	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Anaxyrus retiformis</i>	NA	aW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Anaxyrus speciosus</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Anaxyrus terrestris</i>	e	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Anaxyrus woodhousii</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Andinobates cassidyhornae</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Andinobates claudiae</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Andinobates fulguritus</i>	ls	aW	G	NA	W	Lg (t)

<i>Andinobates geminisae</i>	ls	NA	G	Rz (g)	W	NA
<i>Andinobates minutus</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Andinobates tolimensis</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Anhydrophryne hewitti</i>	atV	NA	G	Rz (n)	W/oG	fl
<i>Anhydrophryne ngongoniensis</i>	e;atV	aW	G	Rz (g)	W/oG	fl
<i>Anhydrophryne ratrayi</i>	NA	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
<i>Anilany helenae</i>	ls	NA	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Anodonthyla boulengerii</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Anodonthyla moramora</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Anodonthyla nigrigularis</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Anomaloglossus baeobatrachus</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Anomaloglossus beebei</i>	e	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Anomaloglossus degranvillei</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Anomaloglossus kaiei</i>	NA	atW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Anomaloglossus stepheni</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Anomaloglossus verbeeksnyderorum</i>	ec	NA	G	NA	W	NA
<i>Aparasphenodon arapapa</i>	atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Aplastodiscus albosignatus</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Aplastodiscus arildae</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Aplastodiscus cochranae</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Aplastodiscus ehrhardti</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Aplastodiscus leucopygius</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Aplastodiscus perivridis</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Arcovomer passarellii</i>	e;ls	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Arthroleptella bicolor</i>	e	NA	G	Rz (t)	oG	fl
<i>Arthroleptella drewesii</i>	e	NA	G	NA	W/oG	fl
<i>Arthroleptella landdrosia</i>	e	atW	G	NA	W/oG	fl

<i>Arthroleptella lightfooti</i>	ec	aW	G	Rz (g)	W/oG	fl
<i>Arthroleptella rugosa</i>	NA	NA	NA	Rz (t)	oG	Lg (s)
<i>Arthroleptella subvoce</i>	e	NA	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Arthroleptella villiersi</i>	e	NA	G	NA	oG	fl
<i>Arthroleptis stenodactylus</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
<i>Arthroleptis wahlbergii</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
<i>Arthroleptis xenodactyloides</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Ascapus truei</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Assa darlingtoni</i>	ls	aW	G	NA	W	Lg (t)
<i>Atelopus balios</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Atelopus flavescens</i>	e;atV	NA	G	Rz (t)	W	fl
<i>Atelopus franciscus</i>	e;atV	NA	G	Rz (t)	W	fl
<i>Atelopus spumarius</i>	NA	NA	NA	Rz (t)	W	fl
<i>Atelopus tricolor</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Austrochaperina fryi</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Austrochaperina gracilipes</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
<i>Austrochaperina pluvialis</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Austrochaperina robusta</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Barycholos pulcher</i>	ls	aW	G	NA	W	Lg (t)
<i>Barycholos ternetzi</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
<i>Blommersia blommersae</i>	atV	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Blommersia domerguei</i>	atV	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Blommersia grandisonae</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Blommersia kely</i>	e	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Blommersia sarotra</i>	e;atV	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Blommersia variabilis</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Blommersia wittei</i>	atV	atW	G/U	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Boana albomarginata</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Boana albopunctata</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s/f)

Boana alfaroi	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boana almendarizae	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boana balzani	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Boana bischoffi	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boana boans	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boana caingua	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boana caipora	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Boana calcarata	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boana cinerascens	atV	bw	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boana crepitans	e;atV;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boana faber	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boana fasciata	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Boana geographica	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boana lanciformis	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boana leptolineata	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
Boana lundii	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	fl
Boana maculateralis	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
Boana marginata	e;atV	atW	G	Rz (n)	W	fl
Boana marianitae	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boana multifasciata	atV	atW	U/C	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boana nympha	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
Boana ornatissima	atV	atW	C	Rz (n)	W	Lg (s)
Boana paranaiba	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Boana pellucens	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Boana picturata	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Boana prasina	e;atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boana pugnax	e;atV;sw	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s)
Boana pulchella	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Boana punctata	e;atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)

Boana raniceps	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boana riojana	e;atV;sw	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boana rosenbergi	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boana rufitela	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
Boana semiguttata	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Boana tetete	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Bokermannohyla carvalhoi	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
Bokermannohyla circumdata	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
Bokermannohyla flavopicta	ec	atW	G	NA	oG	fl
Bokermannohyla hylax	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Bokermannohyla ibitiguara	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	fl
Bokermannohyla juiju	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Bokermannohyla luctuosa	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
Bokermannohyla nanuzae	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	fl
Bokermannohyla napolii	e;atV	atW	G	Rz (n)	W	fl
Bokermannohyla pseudopseudis	e	atW	G	Rz (n)	oG	fl
Bokermannohyla sapiranga	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
Bokermannohyla sazimai	e	atW	G	NA	W/oG	fl
Bombina bombina	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Bombina variegata	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boophis albilabris	atV	bw	U	Rz (n)	W	fl
Boophis albipunctatus	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis andohahela	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis andreonei	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis anjanaharibeensis	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis ankaratra	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis axelmeyeri	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis blommersae	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl

Boophis boehmei	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis bottae	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis brachychir	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	fl
Boophis burgeri	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis doulioti	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Boophis elenae	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis englaenderi	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis erythrodactylus	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis feonnyala	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boophis goudotii	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boophis guibei	e	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
Boophis haematopus	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis idae	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Boophis jaegeri	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis laurenti	e;atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
Boophis liami	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis lichenoides	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Boophis luteus	e;atV	atW	G/U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis madagascariensis	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Boophis majori	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis mandraka	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis marojejensis	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis microtypanum	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
Boophis miniatus	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Boophis occidentalis	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	fl
Boophis opisthodon	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
Boophis periegetes	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis picturatus	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis pyrrhus	atV	bw	U	Rz (n)	W	fl

Boophis rappiodes	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis reticulatus	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis rhodoscelsis	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
Boophis rufiocularis	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis sambirano	atV	aW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis schuboeae	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis septentrionalis	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis sibilans	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis tampoka	atV	atW	G/U/C	Rz (n)	W	fl
Boophis tasymena	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Boophis tephraeomystax	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Boophis tsilomaro	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
Boophis viridis	atV	bw	U	Rz (n)	W	fl
Boophis vittatus	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Boophis xerophilus	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Brachycephalus darkside	ls	NA	G	Rz (t)	W	NA
Brachycephalus pitanga	ls	aW	G	Rz (t)	W	NA
Breviceps acutirostris	e	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
Breviceps adspersus adspersus	e	aW	G	Rz (n)	oG	Lg (t)
Breviceps bagginsi	e	aW	G	Rz (n)	oG	Lg (t)
Breviceps fuscus	atV	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
Breviceps gibbosus	e	aW	G	Rz (g)	oG	Lg (t)
Breviceps macrops	e	aW	G	Rz (n)	oG	Lg (t)
Breviceps montanus	atV	aW	different	Rz (g)	oG	Lg (t)
Breviceps mossambicus	ls	aW	G	Rz (g)	oG	Lg (t)
Breviceps namaquensis	e	aW	G	Rz (g)	oG	Lg (t)
Breviceps pentheri	NA	NA	NA	Rz (g)	oG	NA
Breviceps poweri	NA	aW	G	Rz (n)	oG	Lg (t)
Breviceps rosei rosei	atV	aW	different	Rz (g)	oG	Lg (t)



<i>Breviceps rosei vansoni</i>	atV	aW	different	Rz (g)	oG	NA
<i>Breviceps sopranus</i>	e;atV	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
<i>Breviceps sylvestris sylvestris</i>	e;atV	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
<i>Breviceps sylvestris taeniatus</i>	NA	aW	G	Rz (g)	W	NA
<i>Breviceps verrucosus</i>	e	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
<i>Bufo bufo</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Bufo spinosus</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	NA
<i>Bufotes balearicus</i>	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
<i>Bufotes siculus</i>	NA	NA	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Bufotes viridis</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Cacosternum boettgeri</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Cacosternum capense</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Cacosternum karoocum</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Cacosternum namaquense</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Cacosternum nanum</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Cacosternum parvum</i>	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Cacosternum platys</i>	NA	atW	NA	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Cacosternum striatum</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Callimedusa atelopoides</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Callimedusa tomopterna</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Callulina meteora</i>	NA	NA	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Callulops biakensis</i>	ec	aW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Callulops wondiwoiensis</i>	ec	aW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Callulops yapenensis</i>	ec	aW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Capensibufo tradouwi</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Centrolene altitudinale</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Centrolene buckleyi</i>	atV	atW	NA	Rz (n)	W/oG	fl
<i>Centrolene condor</i>	atV	atW	G/U/C	Rz (n)	W	fl

Centrolene lynchi	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
Centrolene peristictum	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Centrolene sabini	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Centrolene savagei	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Ceratophrys cornuta	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Ceratophrys craatWelli	e;sw	atW	G	NA	oG	Lg (s)
Ceratophrys joazeirensis	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Chalcorana chalconota	atV	atW	different	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Chalcorana parvaccola	NA	NA	NA	NA	W	fl
Chiasmocleis albopunctata	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Chiasmocleis anatis	e;atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Chiasmocleis hudsoni	ls	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Chiasmocleis mantiqueira	ls	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Chiasmocleis shudikarensis	e;sw	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
Chiasmocleis ventrimaculata	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Chimerella mariaelenae	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Chiromantis rufescens	NA	NA	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Chiromantis vittiger	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
Chiromantis xerampelina	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Choerophryne bisyllaba	atV	NA	U	Rz (n)	W	NA
Choerophryne crucifer	atV	NA	U/C	Rz (n)	W	NA
Choerophryne gracilirostris	ls	NA	G	Rz (n)	W	NA
Choerophryne multisyllaba	atV	NA	U	Rz (n)	W	NA
Choerophryne murrita	atV	NA	U	Rz (n)	W	NA
Clinotarsus curtipes	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
Cochranella granulosa	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Cochranella mache	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Cochranella nola	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Colostethus inguinalis	NA	NA	G	Rz (t)	W	fl

<i>Colostethus jacobuspetersi</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W/oG	fl
<i>Colostethus latinasus</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Cophixalus bombiens</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophixalus caverniphilus</i>	ec	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Cophixalus concinnus</i>	atV	aW	G/U	NA	W	Lg (t)
<i>Cophixalus crepitans</i>	atV	aW	G	NA	W	Lg (t)
<i>Cophixalus exiguus</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophixalus hosmeri</i>	atV	aW	G/U	NA	W	Lg (t)
<i>Cophixalus infacetus</i>	atV	aW	G	NA	W	Lg (t)
<i>Cophixalus kulakula</i>	e	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophixalus monosyllabus</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophixalus monticola</i>	atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophixalus neglectus</i>	e	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Cophixalus ornatus</i>	atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophixalus pakayakulangun</i>	NA	aW	NA	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophixalus saxatilis</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla barbouri</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla berara</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla cowanii</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla grandis</i>	atVc	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla milloti</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla occultans</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla phyllodactyla</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla pollicaris</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla tetra</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cophyla tuberifera</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Cornufer papuensis</i>	ls	NA	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Craugastor augusti</i>	ec	aW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
<i>Craugastor crassidigitus</i>	atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)

<i>Craugastor fitzingeri</i>	atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Craugastor gollmeri</i>	Is	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Crinia deserticola</i>	NA	NA	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Crinia parinsignifera</i>	atV	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Crinia remota</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Crinia signifera</i>	atV;sw	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Crinia tinnula</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Cruziophyla craspedopus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Ctenophryne geayi</i>	Is	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Dendrobates auratus</i>	Is	aW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Dendrobates leucomelas</i>	NA	aW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Dendrobates tinctorius</i>	e;atV	NA	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus acreanus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus berthalutzae</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus bifurcus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus brevifrons</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus carnifex</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus delarivai</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus ebraccatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus elegans</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus gryllatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus jimi</i>	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Dendropsophus joannae</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus koechlini</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus leali</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus leucophyllatus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus luteoocellatus</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)

<i>Dendropsophus marmoratus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus melanargyreus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus microcephalus</i>	atV	atW	U	Rz (t)	W/oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus microps</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus minusculus</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus minutus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus nahdereri</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus nanus</i>	atV	atW	G/U	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus novaisi</i>	atV	atW	G/U	NA	oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus oliveirai</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus ozzy</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus parviceps</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Dendropsophus phlebodes</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus pseudomeridianus</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus rhodopeplus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus riveroi</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus rubicundulus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus sanborni</i>	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus sarayacuensis</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus seniculus</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus studerae</i>	atV	atW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Dendropsophus timbeba</i>	atV	atW	U	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus triangulum</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dendropsophus tritaeniatatus</i>	atV	atW	G/U	NA	oG	Lg (s/f)

<i>Dermatonotus muelleri</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Diasporus citrinobapheus</i>	atV	NA	G/U/C	Rz (t)	W	NA
<i>Diasporus diastema</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Diasporus gularis</i>	NA	NA	NA	NA	W	NA
<i>Diasporus igneus</i>	NA	NA	U/C	NA	W	NA
<i>Diasporus ventrimaculatus</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Diasporus vocator</i>	e;atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Discoglossus galganoi</i>	NA	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Discoglossus jeanneae</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Discoglossus pictus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Dryophytes andersonii</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dryophytes arenicolor</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Dryophytes avivoca</i>	atV	atW	C	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Dryophytes chrysoscelis</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Dryophytes cinereus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Dryophytes eximius</i>	e;atV	atW	G	Rz (t)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Dryophytes femoralis</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Dryophytes graciosus</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dryophytes squirellus</i>	e;atV;sw	atW	G/U/C	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Dryophytes versicolor</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dryophytes wrightorum</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Duttaphrynus melanostictus</i>	NA	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Duttaphrynus scaber</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Dyscophus antongilii</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Dyscophus guineti</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Dyscophus insularis</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Ecnomiohyala sukia</i>	atV	aW	C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Ectopoglossus isthminus</i>	NA	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Edalorhina perezi</i>	ls	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s)

<i>Elachistocleis bicolor</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Elachistocleis cesarii</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Elachistocleis erythrogaster</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Elachistocleis helianneae</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Elachistocleis muiraquitana</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Elachistocleis ovalis</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Elachistocleis panamensis</i>	NA	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Elachistocleis piauiensis</i>	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Elachistocleis skotogaster</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Eleutherodactylus acmonis</i>	NA	NA	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus adelus</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus antillensis</i>	atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus atkinsi</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Eleutherodactylus auriculatus</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus bartonsmithi</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus blairhedgesi</i>	e;atV	aW	G	Rz (n)	oG	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus bresslerae</i>	e	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus casparii</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus cattus</i>	atV	NA	G/U	Rz (n)	W	NA
<i>Eleutherodactylus coqui</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus cubanus</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus cuneatus</i>	e;atV;ls	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
<i>Eleutherodactylus cystignathoides</i>	NA	NA	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
<i>Eleutherodactylus dimidiatus</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)

Eleutherodactylus eileenae	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus erythroproctus	ls	aW	G	Rz (t)	W	NA
Eleutherodactylus etheridgei	e	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus feichtingeri	atV	aW	G/U	Rz (n)	W/oG	NA
Eleutherodactylus glamyrus	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus greyi	e;atV	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus gruatWaldi	NA	NA	NA	NA	W	NA
Eleutherodactylus guanahacabibes	ec	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus guantanamera	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus gundlachi	atV;ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus guttilatus	NA	NA	NA	NA	W	fl
Eleutherodactylus iberia	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus intermedius	ls	NA	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus ionthus	atV	aW	C	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus jaumei	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus johnstonei	NA	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
Eleutherodactylus klinikowskii	ec	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus leberi	e;atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus limbatus	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus mariposa	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus marnockii	NA	NA	G	Rz (n)	oG	Lg (t)



Eleutherodactylus melacara	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus michaelschmidi	e	NA	G	Rz (n)	W	NA
Eleutherodactylus orientalis	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus pezopetrus	NA	NA	G	NA	W	Lg (t)
Eleutherodactylus pinarensis	e2	aW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
Eleutherodactylus planirostris	ls	aW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
Eleutherodactylus principalis	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus ricordii	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus riparius	ls	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Eleutherodactylus rivularis	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
Eleutherodactylus ronaldi	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus simulans	ls	atW	G	Rz (n)	W	fl
Eleutherodactylus staurometopon	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Eleutherodactylus symingtoni	ec	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus tetajulia	ls	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus thomasi	e	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus toa	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
Eleutherodactylus tonyi	ec	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus turquinensis	ec	atW	G	Rz (n)	W	fl
Eleutherodactylus varians	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Eleutherodactylus varleyi	atV	aW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
Eleutherodactylus wixarika	NA	NA	NA	NA	oG	NA
Eleutherodactylus zeus	ec	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)

Eleutherodactylus zugii	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Engystomops coloradurum	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
Engystomops guayaco	sw	atW	G	NA	W	Lg (s)
Engystomops montubio	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Engystomops petersi	sw	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
Engystomops pustulatus	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s)
Engystomops pustulosus	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Engystomops puyango	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
Engystomops randi	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Epidalea calamita	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Epipedobates anthonyi	ls	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
Epipedobates boulengeri	ls	atW	G	NA	W	fl
Epipedobates darwiniWallacei	NA	NA	NA	NA	W	NA
Epipedobates machalilla	ls	atW	G	Rz (t)	oG	fl
Epipedobates tricolor	e	atW	G	NA	W	fl
Espadarana andina	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Espadarana audax	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Espadarana prosoblepon	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Euphlyctis aloysii	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Euphlyctis cyanophlyctis	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
Euphlyctis mudigere	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Excidobates captivus	ls	aW	G	Rz (t)	W	fl
Excidobates mystriosus	e	aW	U	Rz (t)	W	Lg (t)
Fejervarya cancrivora	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
Fejervarya kawamurai	NA	NA	G	NA	oG	NA
Fejervarya limnocharis	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Fejervarya sahyadris	e	atW	G	NA	oG	fl
Frostius erythrophthalmus	atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Frostius pernambucensis	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)

<i>Gastrophryne carolinensis</i>	e;sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Gastrophryne olivacea</i>	e;sw	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s/f)
<i>Gastrotheca fissipes</i>	atV	aW	C	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
<i>Gastrotheca lojana</i>	atV	aW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (t)
<i>Gastrotheca pachachacae</i>	atV	aW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Gastrotheca plumbea</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
<i>Gastrotheca prasina</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	oG	Lg (t)
<i>Gastrotheca recava</i>	atV	aW	G/U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gastrotheca riobambae</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Gastrotheca testudinea</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis ambohitra</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Gephyromantis asper</i>	e;atV	bw	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Gephyromantis blanci</i>	atV	aW	G/U	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis boulengeri</i>	atV	aW	G/U	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis cornutus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Gephyromantis corvus</i>	e	atW	G	NA	W	fl
<i>Gephyromantis decaryi</i>	e;atV	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis eiselti</i>	atV	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis enki</i>	e;atV	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis granulatus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Gephyromantis horridus</i>	atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis klemmeri</i>	NA	atW	G	Rz (g)	W	fl
<i>Gephyromantis leucocephalus</i>	atV	aW	G/U	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis leucomaculatus</i>	e;atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis luteus</i>	atV	bw	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis mafy</i>	atV	aW	G	Rz (t)	W/oG	Lg (t)
<i>Gephyromantis malagasius</i>	atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis moseri</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl

<i>Gephyromantis plicifer</i>	atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis pseudoasper</i>	e;atV	bw	G/U	Rz (g)	W	fl
<i>Gephyromantis redimitus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Gephyromantis rivicola</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Gephyromantis runewsweeki</i>	atV	aW	U	Rz (t)	W/oG	Lg (t)
<i>Gephyromantis salegy</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis schilfi</i>	atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis sculpturatus</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis silvanus</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Gephyromantis striatus</i>	atV	bw	G	Rz (n)	W	fl
<i>Gephyromantis tandroka</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Gephyromantis thelenae</i>	atV	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis tschenki</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Gephyromantis ventrimaculatus</i>	e	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Gephyromantis webbi</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Gephyromantis zavona</i>	atV	bw	U	Rz (n)	W	fl
<i>Ghatophryne ornata</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Glandirana susurra</i>	NA	atW	G	NA	oG	NA
<i>Gracixalus jinggangensis</i>	NA	NA	NA	NA	W	NA
<i>Gracixalus quangi</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
<i>Guibemantis bicalcaratus</i>	atV	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Guibemantis depressiceps</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Guibemantis liber</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Guibemantis timidus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Guibemantis tornieri</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Haddadus aramunha</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	oG	NA
<i>Haddadus binotatus</i>	Is	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)

<i>Hadromophryne natalensis</i>	ec	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
<i>Hamptophryne boliviana</i>	e;ls	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Heleioporus australiacus</i>	ec	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Heleophryne depressa</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Heleophryne hewitti</i>	NA	atW	G	Rz (g)	oG	fl
<i>Heleophryne orientalis</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	fl
<i>Heleophryne purcelli</i>	ec	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
<i>Heleophryne regis</i>	ec	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
<i>Heleophryne rosei</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	fl
<i>Hemisus guttatus</i>	ec	NA	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Hemisus marmoratus</i>	ec	NA	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Heterixalus alboguttatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Heterixalus andrakata</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Heterixalus betsileo</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Heterixalus boettgeri</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Heterixalus carbonei</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Heterixalus luteostriatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Heterixalus madagascariensis</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Heterixalus punctatus</i>	atV	atW	G/U	NA	W	Lg (s)
<i>Heterixalus rutenbergi</i>	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Heterixalus tricolor</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Heterixalus variabilis</i>	atV	atW	NA	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Hildebrandtia ornata</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Hoplobatrachus crassus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Hoplobatrachus litoralis</i>	NA	NA	NA	NA	oG	NA
<i>Hoplobatrachus occipitalis</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hoplobatrachus tigerinus</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Huia masonii</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Huia sumatrana</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl

<i>Hyalinobatrachium bergeri</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium cappellei</i>	atV	atW	U/C	NA	W	fl
<i>Hyalinobatrachium carlesvilai</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium chirripoi</i>	atV	atW	U	NA	W	fl
<i>Hyalinobatrachium colymbiphyllum</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium diana</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium duranti</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium fleischmanni</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium fragile</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium guairarepanensis</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium iaspidiense</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium kawense</i>	atV	atW	U/C	NA	W	Lg (s)
<i>Hyalinobatrachium mesai</i>	atV	atW	U/C	NA	W	fl
<i>Hyalinobatrachium mondolfii</i>	atV	atW	U/C	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hyalinobatrachium orientale</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium orocostale</i>	atV	atW	C	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium pallidum</i>	atV	atW	C	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium pellucidum</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium talamancae</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium tatayoi</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyalinobatrachium tricolor</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl

<i>Hyalinobatrachium yaku</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hydrolaetare schmidti</i>	ec	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Hydrophylax malabaricus</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Hyla arborea</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hyla intermedia</i>	e;atV	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
<i>Hyla meridionalis</i>	e;atV	atW	G/U/C	Rz (t)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hyla molleri</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	NA	NA
<i>Hyla sarda</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hyla savignyi</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Hylarana celebensis</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Hylarana erythraea</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Hylodes asper</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hylodes heyeri</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hylodes perplicatus</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hylodes phyllodes</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hylodes uai</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hyloscirtus albopunctulatus</i>	atV	NA	U	Rz (n)	W	NA
<i>Hyloscirtus alytolylax</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus armatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus charazani</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus condor</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus criptico</i>	atV	atW	G/U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus lindae</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus pacha</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus palmeri</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus pantostictus</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus phyllognathus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus psarolaimus</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus staufferorum</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl

<i>Hyloscirtus tapichalaca</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloscirtus torrenticola</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloxalus awa</i>	e;ls	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hyloxalus azureiventris</i>	ec	aW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Hyloxalus bocagei</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hyloxalus elachyhistus</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hyloxalus infraguttatus</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hyloxalus italo</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hyloxalus maculosus</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	NA
<i>Hyloxalus nexipus</i>	e;ls	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hyloxalus sauli</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Hyloxalus toachi</i>	ec	atW	G	NA	W/oG	fl
<i>Hyloxalus yasuni</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	NA
<i>Hyperolius argus</i>	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Hyperolius benguellensis</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius bolifambae</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Hyperolius chlorosteus</i>	atV	atW	U/C	NA	W	fl
<i>Hyperolius concolor</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Hyperolius cystocandicans</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Hyperolius endjami</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Hyperolius fusciventris fusciventris</i>	atV	NA	NA	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Hyperolius fusciventris lamotensis</i>	atV	NA	NA	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Hyperolius glandicolor</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius guttulatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Hyperolius horstockii</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius jackie</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Hyperolius langi</i>	atV	NA	NA	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Hyperolius laurenti</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl



<i>Hyperolius marginatus</i>	atV	atW	U	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius marmoratus</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius microps</i>	atV	NA	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius mitchelli</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Hyperolius montanus</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Hyperolius nasutus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius nienokouensis</i>	atV	atW	U	NA	W	Lg (s)
<i>Hyperolius nitidulus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius ocellatus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Hyperolius parallelus</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius parkeri</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Hyperolius phantasticus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Hyperolius pickersgilli</i>	atV	atW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Hyperolius picturatus</i>	atV	atW	U	NA	W	fl
<i>Hyperolius punctulatus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Hyperolius pusillus</i>	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Hyperolius semidiscus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius spatzi</i>	atV	NA	NA	NA	oG	NA
<i>Hyperolius swynnertoni</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius torrentis</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Hyperolius tuberculatus</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Hyperolius tuberilinguis</i>	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Hyperolius viridiflavus</i>	atV	atW	U	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Hypopachus variolosus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Incilius alvarius</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Incilius coniferus</i>	NA	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Incilius nebulifer</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Indirana semipalmata</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Indosylvirana indica</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA

<i>Indosylvirana intermedia</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Ingerophrynus biporcatus</i>	NA	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Ingerophrynus parvus</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Ingerophrynus quadriporcatus</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
<i>Ischnocnema bolbodactyla</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Ischnocnema guentheri</i>	e	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Ischnocnema holti</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W/oG	NA
<i>Ischnocnema oea</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Ischnocnema penaxavantino</i>	e;atV	aW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
<i>Isthmohyla rivularis</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Itapotihyla langsdorffii</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Julianus uruguayus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Kalophrynus limbooliati</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Kaloula baleata</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Kassina arboricola</i>	e;atV	bw	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Kassina cassinoides</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Kassina cochranae</i>	atV	NA	U	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Kassina fusca</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Kassina schioetzi</i>	atV	aW	G/U/C	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Kassina senegalensis</i>	e	bw	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Kurixalus appendiculatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Kurixalus eiffingeri</i>	NA	NA	NA	NA	W	NA
<i>Kurixalus idiootocus</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Laliostoma labrosum</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Lechriodus fletcheri</i>	sw	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Leptobrachella aerea</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Leptobrachella applebyi</i>	ls	NA	G	NA	W	fl
<i>Leptobrachella ardens</i>	e	atW	G	NA	W	NA

Leptobranchella bidoupensis	ls	atW	G	Rz (n)	W	fl
Leptobranchella botsfordi	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
Leptobranchella crocea	ls	atW	G	Rz (n)	W	fl
Leptobranchella melica	atV	atW	G	NA	W	fl
Leptobranchella tuberosa	NA	NA	NA	NA	W	fl
Leptobranchium hasselti	NA	atW	NA	NA	W	Lg (s/f)
Leptobranchium leucops	ls2	NA	G	NA	W	fl
Leptobranchium masatakasatoi	e	atW	G	Rz (n)	W	NA
Leptobranchium montanum	e;ls	atW	G	Rz (n)	W	fl
Leptobranchium pullum	ls	NA	G	NA	W	fl
Leptodactylus bolivianus	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Leptodactylus bufonius	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
Leptodactylus chaquensis	e	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s)
Leptodactylus cupreus	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Leptodactylus didymus	e2	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Leptodactylus discodactylus	e	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
Leptodactylus elenae	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
Leptodactylus fragilis	NA	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Leptodactylus furnarius	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Leptodactylus fuscus	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Leptodactylus gracilis	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Leptodactylus griseigularis	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Leptodactylus insularum	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
Leptodactylus jolyi	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Leptodactylus knudseni	ec	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
Leptodactylus labrosus	ec	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
Leptodactylus labyrinthicus	ec	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)

Leptodactylus latinasus	ec	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s)
Leptodactylus leptodactyloides	ec	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
Leptodactylus longirostris	ec	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
Leptodactylus melanonotus	NA	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Leptodactylus mystaceus	e;ls	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Leptodactylus mystacinus	ec	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Leptodactylus notoaktites	ec	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
Leptodactylus pentadactylus	ec	aW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
Leptodactylus petersii	e;ls	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Leptodactylus plaumanni	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Leptodactylus podicipinus	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Leptodactylus poecilochilus	NA	NA	NA	Rz (n)	oG	Lg (s)
Leptodactylus rhodomystax	ec	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Leptodactylus rhodonotus	ec	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Leptodactylus riveroi	ec	atW	G	Rz (n)	W	fl
Leptodactylus sertanejo	ec	atW	G	NA	oG	fl
Leptodactylus stenodema	ec	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
Leptodactylus tapiti	NA	NA	G	NA	oG	fl
Leptodactylus ventrimaculatus	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
Leptodactylus wagneri	NA	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Leptomantis belalongensis	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	NA
Leptomantis harrissoni	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
Leptomantis penanorum	atV	atW	U	NA	W	NA
Leptopelis argenteus	atV	aW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
Leptopelis bocagii	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Leptopelis christyi	atV	NA	U	NA	W	Lg (s/f)

<i>Leptopelis flavomaculatus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Leptopelis macrotis</i>	atV	atW	C	Rz (n)	W	fl
<i>Leptopelis mossambicus</i>	atV	bw	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Leptopelis natalensis</i>	atV	atW	C	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Leptopelis spiritusnoctis</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Leptopelis viridis</i>	atV	bw	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Leptopelis xenodactylus</i>	ec	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Leptophryne borbonica</i>	ls	NA	NA	NA	W	fl
<i>Leucostethus fugax</i>	ls	NA	G	Rz (t)	W	fl
<i>Limnodynastes convexiusculus</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Limnodynastes dumerilii dumerilii</i>	NA	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Limnodynastes dumerilii grayi</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Limnodynastes fletcheri</i>	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Limnodynastes lignarius</i>	e	atW	G	NA	oG	fl
<i>Limnodynastes peronii</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Limnodynastes salmini</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Limnodynastes tasmaniensis</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Limnodynastes terraereginae</i>	e	NA	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Limnonectes blythii</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Limnonectes dabanus</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Limnonectes kuhlii</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Limnonectes microdiscus</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Limnonectes microtypanum</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Limnonectes modestus</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Lithobates areolatus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Lithobates berlandieri</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)

Lithobates blairi	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
Lithobates capito	e	atW	G	NA	W	Lg (s)
Lithobates catesbeianus	e	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
Lithobates chiricahuensis	NA	NA	G	NA	W	Lg (s/f)
Lithobates clamitans	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
Lithobates grylio	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
Lithobates heckscheri	NA	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
Lithobates kauffeldi	sw	atW	G	Rz (n)	oG	NA
Lithobates okaloosae	NA	atW	G	NA	W	Lg (s)
Lithobates onca	NA	atW	G	NA	oG	fl
Lithobates palmipes	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Lithobates palustris	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Lithobates pipiens	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Lithobates septentrionalis	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
Lithobates sevosus	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
Lithobates sphenoccephalus	NA	NA	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Lithobates sylvaticus	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Lithobates tarahumarae	NA	NA	NA	NA	W	fl
Lithobates vaillanti	e;sw	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
Lithobates virgatipes	atV	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
Lithobates yavapaiensis	NA	NA	NA	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Lithodytes lineatus	ec	aW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Litoria aurifera	e	atW	G	NA	oG	fl
Litoria bicolor	atV	atW	U	Rz (t)	oG	Lg (s/f)
Litoria castanea	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
Litoria christianbergmanni	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
Litoria cooloolensis	atV	atW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
Litoria dentata	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Litoria ewingii	e;atV;sw	atW	G	NA	oG	Lg (s)

<i>Litoria fallax</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Litoria freycineti</i>	e	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s)
<i>Litoria inermis</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Litoria jervisiensis</i>	NA	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Litoria latopalmata</i>	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Litoria littlejohni</i>	e;atV	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
<i>Litoria longirostris</i>	atV	atW	C	NA	W	Lg (s/f)
<i>Litoria meiriana</i>	e;ls	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s/f)
<i>Litoria microbelos</i>	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Litoria nasuta</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Litoria nigrofrenata</i>	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Litoria olongburensis</i>	NA	atW	U	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Litoria pallida</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Litoria peronii</i>	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Litoria revelata</i>	atV	atW	U	NA	W	Lg (s)
<i>Litoria rothii</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Litoria rubella</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Litoria tyleri</i>	atV	bw	U	NA	W	Lg (s)
<i>Litoria verreauxii</i>	e	bw	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Lysapsus limellum</i>	e;sw	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s/f)
<i>Mantella aurantiaca</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Mantella baroni</i>	e	NA	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Mantella bernhardi</i>	ls	NA	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Mantella betsileo</i>	NA	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Mantella cowanii</i>	ec	NA	G	Rz (t)	W/oG	fl
<i>Mantella crocea</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Mantella ebenau</i>	NA	NA	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Mantella expectata</i>	NA	NA	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Mantella haraldmeieri</i>	NA	atW	G	Rz (t)	W	fl

Mantella laevigata	e;atV	atW	G/U/C	Rz (t)	W	Lg (t)
Mantella milotympanum	e	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
Mantella nigricans	ls	atW	G	Rz (t)	W	fl
Mantella pulchra	ls	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s)
Mantella viridis	NA	atW	G	Rz (t)	W	fl
Mantidactylus albofrenatus	ls	atW	G	Rz (t)	W	fl
Mantidactylus alutus	e	atW	G	Rz (t)	W/oG	fl
Mantidactylus ambreensis	NA	atW	NA	NA	W	fl
Mantidactylus argenteus	atV	atW	G/U	Rz (t)	W	fl
Mantidactylus bellyi	e;ls	atW	G	Rz (g)	W	fl
Mantidactylus betsileanus	ec	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
Mantidactylus bourgati	NA	NA	NA	NA	W/oG	fl
Mantidactylus brevipalmatus	e	atW	G	Rz (t)	W/oG	Lg (s/f)
Mantidactylus charlotteae	e;atV	atW	G	Rz (t)	W	fl
Mantidactylus delormei	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
Mantidactylus guttulatus	e;sw	atW	G	NA	W	fl
Mantidactylus lugubris	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	fl
Mantidactylus majori	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
Mantidactylus melanopleura	e;atV	atW	G	Rz (t)	W	fl
Mantidactylus opiparis	e;atV	atW	G	Rz (t)	W	fl
Mantidactylus tricinctus	ls	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
Mantidactylus ulcerosus	e;ls	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
Mantidactylus zipperi	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
Megophrys elfina	e;atV	atW	G	Rz (n)	W	fl
Megophrys gerti	atV	atW	G	Rz (n)	W	fl
Megophrys montana	NA	NA	NA	Rz (n)	W	fl
Megophrys synoria	e	atW	G	Rz (n)	W	fl



Melanophryniscus atroluteus	e	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s)
Melanophryniscus dorsalis	e	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s)
Melanophryniscus klappenbachi	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
Melanophryniscus montevidensis	e	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s)
Melanophryniscus pachyrhynus	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
Melanophryniscus rubriventris	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
Meristogenys dyscritus	atV	atW	G	Rz (n)	W	fl
Metaphrynella sundana	atVc	atW	different	Rz (n)	W	Lg (t)
Micrixalus elegans	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
Micrixalus kodayari	NA	NA	NA	Rz (t)	W	fl
Micrixalus kottigeharensis	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
Micrixalus niluvasei	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
Micrixalus uttaraghati	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
Microbatrachella capensis	atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Microhyla achatina	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
Microhyla laterite	ls	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Microhyla ornata	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Microhyla palmipes	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
Microhyla rubra	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
Microhyla sholigari	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
Microhyla taraiensis	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Microkayla iatamasi	atV	aW	G	NA	W/oG	Lg (t)
Microkayla kempffi	e;atV;ls	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
Microkayla wettsteini	e;atV;ls	aW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (t)
Minervarya asmati	NA	atW	G	NA	oG	NA
Minervarya caperata	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Minervarya mudduraja	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Minervarya rufescens	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Mixophyes balbus	e	atW	G	NA	W	fl
Mixophyes fasciolatus	NA	NA	G	NA	W	Lg (s/f)
Mixophyes fleayi	e;ls	atW	G	NA	W	fl
Mixophyes iteratus	NA	NA	G	NA	W	fl
Mixophyes schevilli	ls	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
Morerella cyanophthalma	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
Nasikabatrachus sahyadrensis	ec	atW	G	NA	W	Lg (s)
Natalobatrachus bonebergi	atV	atW	U	NA	W	fl
Neobatrachus sudelli	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s)
Niceforonia adenobranchia	e	NA	G	NA	oG	Lg (t)
Noblella carrascoicola	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Noblella peruviana	NA	NA	U	Rz (t)	W	NA
Notaden melanoscaphus	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Nyctibatrachus beddomii	NA	NA	NA	NA	W	fl
Nyctibatrachus dattatreyaensis	NA	NA	NA	NA	W	fl
Nyctibatrachus grandis	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctibatrachus humayuni	e;atV	atW	G/U	NA	W	fl
Nyctibatrachus jog	atV	atW	U	Rz (n)	W	NA
Nyctibatrachus kempholeyensis	NA	NA	NA	NA	W	fl
Nyctibatrachus kumbara	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctibatrachus minimus	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
Nyctibatrachus petraeus	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	fl
Nyctibatrachus pillaii	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Nyctimantis rugiceps	atVc	atW	U/C	NA	W	NA
Nyctimystes bivocalis	NA	NA	NA	NA	W	fl

<i>Nyctimystes brevipalmatus</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Nyctimystes cheesmani</i>	NA	NA	G	NA	W	fl
<i>Nyctimystes infrafractus</i>	atV	NA	U/C	NA	W	Lg (s/f)
<i>Nyctimystes intercastellus</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Nyctimystes kuduki</i>	atV	atW	U/C	NA	W	fl
<i>Nyctixalus margaritifer</i>	NA	NA	NA	NA	W	NA
<i>Nymphargus bejaranoi</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Nymphargus grandisonae</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Nymphargus griffithsi</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Nymphargus lasgralarias</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Nymphargus siren</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Occidozyga lima</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Odontophrynus americanus</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Odontophrynus lavillai</i>	NA	NA	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Odorrana hosii</i>	e;atV	atW	G	Rz (g)	W	fl
<i>Ololygon angrensis</i>	NA	NA	NA	Rz (g)	W	fl
<i>Ololygon argyreornata</i>	NA	atW	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Ololygon berthae</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Ololygon catharinae</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Ololygon cosenzai</i>	e	aW	G	Rz (n)	oG	Lg (t)
<i>Ololygon insperata</i>	atV	aW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Ololygon littoralis</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Ololygon peixotoi</i>	atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Oophaga pumilio</i>	atV	aW	U	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Oophaga sylvatica</i>	atV	aW	U	Rz (t)	W	NA
<i>Oreobates cruralis</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Oreobates ibischi</i>	e;ls	aW	G	NA	W	Lg (t)
<i>Oreobates remotus</i>	ec	aW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Oreobates sanctaecrucis</i>	e;atV;ls	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)

<i>Oreophryne anamiatoi</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Oreophryne clamata</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Oreophryne furu</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Oreophryne minuta</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Oreophryne monticola</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Oreophryne notata</i>	atV	NA	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Oreophryne sibilans</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Oreophryne unicolor</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Oreophryne zimmeri</i>	NA	NA	NA	NA	W	NA
<i>Osornophryne percrassa</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	NA
<i>Osteocephalus buckleyi</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Osteocephalus cannatellai</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Osteocephalus deridens</i>	atV	aW	C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Osteocephalus fuscifacies</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Osteocephalus leprieurii</i> (Pakitza)	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Osteocephalus leprieurii</i> (Tambopata)	NA	NA	NA	Rz (g)	W	NA
<i>Osteocephalus mutabor</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Osteocephalus oophagus</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Osteocephalus planiceps</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Osteocephalus taurinus</i>	e;atV;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Osteocephalus verruciger</i>	e;atV	atW	G/U	NA	W	Lg (s/f)
<i>Osteocephalus yasuni</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Osteopilus septentrionalis</i>	e;atV;sw	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Otophryne pyburni</i>	ls	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Paedophryne verrucosa</i>	ls	NA	G	Rz (n)	W	NA
<i>Papurana daemeli</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Paracrinia haswelli</i>	atV;ls	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pedostibes tuberculosus</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl

<i>Pelobates cultripes</i>	NA	bw	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Pelobates fuscus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Pelodytes ibericus</i>	NA	NA	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pelodytes punctatus</i>	NA	bw	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Pelophylax bedriagae</i>	NA	NA	G	Rz (t)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pelophylax epeiroticus</i>	NA	NA	NA	Rz (g)	oG	Lg (s/f)
<i>Pelophylax kurtmuelleri</i>	NA	NA	NA	Rz (g)	oG	Lg (s/f)
<i>Pelophylax lessonae</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pelophylax perezi</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pelophylax ridibundus</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Peltophryne cataulaciceps</i>	sw	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s)
<i>Peltophryne empusus</i>	NA	NA	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Peltophryne florentinoi</i>	ec	atW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Peltophryne fustiger</i>	NA	NA	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Peltophryne gundlachi</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Peltophryne longinasus</i>	sw	atW	G	Rz (t)	W	Lg (s/f)
<i>Peltophryne peltoccephalus</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Peltophryne taladai</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Phasmahyla cochranæ</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Phasmahyla spectabilis</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Phasmahyla timbo</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Philautus aurantium</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Philautus aurifasciatus</i>	NA	NA	U	NA	W	Lg (t)
<i>Philautus bunitus</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Philautus davidlabangi</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Philautus gunungensis</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Philautus kerangae</i>	atV	NA	U/C	NA	W	Lg (s)
<i>Phyloria kundagungan</i>	NA	NA	G	NA	W	fl
<i>Phyloria loveridgei</i>	ec	atW	G	NA	W	fl

<i>Phyloria sphagnicolus</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Phlyctimantis boulengeri</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Phlyctimantis maculatus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Phrynella pulchra</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
<i>Phrynobatrachus acridoides</i>	atV;sw	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s)
<i>Phrynobatrachus francisci</i>	NA	NA	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Phrynobatrachus latifrons</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Phrynobatrachus mababiensis</i>	NA	NA	G	Rz (g)	oG	Lg (s/f)
<i>Phrynobatrachus natalensis</i>	e	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Phrynoidis asper</i>	NA	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Phrynomantis annectens</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Phrynomantis bifasciatus</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Phrynomantis microps</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Phyllodytes acuminatus</i>	atV	aW	U	NA	W	Lg (t)
<i>Phyllodytes gyrinaethes</i>	atV	aW	G/U/C	NA	W	Lg (t)
<i>Phyllodytes kautskyi</i>	atV	aW	U/C	NA	W	Lg (t)
<i>Phyllodytes melanomystax</i>	atV	aW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
<i>Phyllodytes tuberculosus</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
<i>Phyllodytes wuchereri</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Phyllomedusa bahiana</i>	NA	NA	NA	NA	oG	NA
<i>Phyllomedusa bicolor</i>	atV	atW	C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Phyllomedusa boliviana</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Phyllomedusa burmeisteri</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Phyllomedusa camba</i>	atV	atW	U	NA	W	Lg (s)
<i>Phyllomedusa sauvagii</i>	atV	atW	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Phyllomedusa tarsius</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Phyllomedusa vaillantii</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)

<i>Physalaemus albonotatus</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Physalaemus atlanticus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Physalaemus biligonigerus</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Physalaemus bokermanni</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Physalaemus centralis</i>	e;atV;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Physalaemus cuvieri</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Physalaemus ephippifer</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Physalaemus erikae</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Physalaemus evangelistai</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Physalaemus fernandezae</i>	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
<i>Physalaemus gracilis</i>	e;atV;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Physalaemus jordanensis</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Physalaemus moreirae</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Physalaemus nanus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Physalaemus nattereri</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Physalaemus olfersii</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Pipa aspera</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Pipa parva</i>	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Pipa pipa</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Pithecopus hypochondrialis</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Pithecopus palliatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Platyplectrum ornatum</i>	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
<i>Plethodontohyla alluaudi</i>	Is	NA	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Plethodontohyla inguinalis</i>	atVc	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Plethodontohyla mihanika</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Plethodontohyla notosticta</i>	atVc	aW	G/U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Pleurodema brachyops</i>	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
<i>Pleurodema cinereum</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Pleurodema tucumanum</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s)

Polypedates iskandari	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Polypedates leucomystax	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
Polypedates maculatus	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
Polypedates occidentalis	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
Polypedates raatWellai	atV	atW	U	Rz (n)	W	NA
Poyntonia paludicola	NA	NA	NA	NA	oG	fl
Poyntonophrynus beiranus	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
Poyntonophrynus dombensis	NA	NA	NA	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
Poyntonophrynus fenoulheti	e;atV	atW	G	NA	oG	Lg (s)
Poyntonophrynus hoeschi	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
Poyntonophrynus vertebralis	e	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
Pristimantis achatinus	e;atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis acuminatus	atV	aW	C	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis andinognomus	NA	NA	NA	Rz (n)	W	NA
Pristimantis appendiculatus	atV	NA	U	Rz (n)	W	fl
Pristimantis bambu	atV	NA	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis calcarulatus	atV	aW	U	Rz (n)	W	fl
Pristimantis cerasinus	atV	NA	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis colomai	atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis conspicillatus	atV	NA	G	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis danae	atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis espedeus	atV	NA	U	Rz (n)	W	NA
Pristimantis fenestratus	e;atV;ls	aW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
Pristimantis inguinalis	atV	NA	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis lacrimosus	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis latericius	atV	NA	G	Rz (n)	W	NA
Pristimantis leoni	atV	aW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (t)



Pristimantis llojsintuta	atV	aW	U	NA	W	Lg (t)
Pristimantis mazar	NA	NA	G/U	Rz (n)	W	NA
Pristimantis munozii	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Pristimantis nicefori	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (t)
Pristimantis ockendeni	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis olivaceus	atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis parvillus	atV	NA	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis pecki	atV	NA	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis peruvianus	NA	NA	G	Rz (g)	W	Lg (t)
Pristimantis petersi	atV	aW	G/U	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis phoxocephalus	atV	aW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
Pristimantis platydactylus	atV	aW	G/U	NA	W/oG	Lg (t)
Pristimantis pyrrhomerus	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
Pristimantis quaquaversus	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
Pristimantis rhabdolaemus	e;atV;ls	aW	G	NA	W	Lg (t)
Pristimantis ridens	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
Pristimantis samaipatae	e;atV;ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Pristimantis simonbolivari	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (t)
Pristimantis simoterus	e;atV	aW	U	Rz (n)	oG	Lg (t)
Pristimantis taeniatus	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
Pristimantis toftae	e;atV;ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
Pristimantis unistrigatus	atV	aW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
Pristimantis uranobates	atV	aW	U	Rz (n)	W/oG	fl
Pristimantis verecundus	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
Pristimantis w-nigrum	atV	aW	U	Rz (n)	W/oG	fl
Pristimantis zimmermanae	atV	aW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
Proceratophrys appendiculata	ec	atW	G	Rz (n)	W	fl
Proceratophrys bigibbosa	e	atW	G	Rz (n)	W	fl

<i>Proceratophrys boiei</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Proceratophrys brauni</i>	e	atW	G	Rz (g)	W	fl
<i>Proceratophrys carranca</i>	NA	atW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Proceratophrys goyana</i>	NA	NA	G	Rz (n)	oG	fl
<i>Proceratophrys paviotii</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Proceratophrys renalis</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Proceratophrys rotundipalpebra</i>	NA	NA	G	Rz (n)	oG	NA
<i>Proceratophrys sanctaritae</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	NA
<i>Proceratophrys vielliardi</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	fl
<i>Pseudacris brachyphona</i>	e	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
<i>Pseudacris brimleyi</i>	e;atV;sw	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
<i>Pseudacris cadaverina</i>	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pseudacris clarkii</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Pseudacris crucifer</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Pseudacris feriarum</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Pseudacris fouquettei</i>	e	atW	G	Rz (t)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pseudacris kalmi</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Pseudacris maculata</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Pseudacris nigrita</i>	e;sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Pseudacris ocularis</i>	atV	atW	G/U	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Pseudacris ornata</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Pseudacris regilla</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pseudacris streckeri</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pseudacris triseriata</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pseudis bolbodactyla</i>	sw	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s)
<i>Pseudis cardosoi</i>	sw	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s/f)
<i>Pseudis minuta</i>	sw	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s/f)
<i>Pseudis paradoxa</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pseudobufo subasper</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W	Lg (s)

<i>Pseudopaludicola ameghini</i>	e	atW	G	NA	oG	NA
<i>Pseudopaludicola boliviana</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Pseudopaludicola canga</i>	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
<i>Pseudopaludicola facureae</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	NA
<i>Pseudopaludicola falcipes</i>	atV	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s)
<i>Pseudopaludicola giarettai</i>	NA	NA	G	Rz (t)	oG	NA
<i>Pseudopaludicola hyleaustralis</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	NA
<i>Pseudopaludicola murundu</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	NA
<i>Pseudopaludicola mystacalis</i>	e	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s)
<i>Pseudopaludicola pocoto</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	NA
<i>Pseudopaludicola saltica</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Pseudophilautus amboli</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Pseudophilautus asankai</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Pseudophilautus hoffmanni</i>	atV	aW	U	NA	W	Lg (t)
<i>Pseudophilautus kani</i>	atV	NA	G	NA	W	Lg (t)
<i>Pseudophilautus popularis</i>	atV	NA	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Pseudophilautus stuarti</i>	atV	aW	U	NA	W	Lg (t)
<i>Pseudophilautus viridis</i>	atV	aW	U	NA	W/oG	NA
<i>Pseudophilautus wynaadensis</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
<i>Pseudophilautus zorro</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Pseudophryne australis</i>	ec	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Pseudophryne bibronii</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Pseudophryne coriacea</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Pseudophryne covacevichae</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pseudophryne major</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Pseudophryne raveni</i>	ec	NA	G	NA	W	Lg (s/f)

<i>Ptychadena anchietae</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Ptychadena bibroni</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Ptychadena guibei</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Ptychadena mapacha</i>	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Ptychadena mascareniensis</i>	e	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Ptychadena mossambica</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Ptychadena oxyrhynchus</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Ptychadena porosissima</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Ptychadena pumilio</i>	atV	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Ptychadena schillukorum</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Ptychadena subpunctata</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Ptychadena taenioscelis</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Ptychadena tellinii</i>	NA	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Ptychadena tournieri</i>	NA	atW	NA	NA	oG	Lg (s)
<i>Ptychadena trinodis</i>	NA	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Ptychadena uzungwensis</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Pulchrana picturata</i>	atV	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
<i>Pulchrana siberu</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Pyxicephalus adspersus</i>	e	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s)
<i>Pyxicephalus edulis</i>	e	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Rana arvalis</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rana aurora</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
<i>Rana boylei</i>	e	atW	G	Rz (t)	W/oG	fl
<i>Rana cascadae</i>	NA	NA	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rana dalmatina</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Rana draytonii</i>	e	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s/f)
<i>Rana iberica</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rana luteiventris</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rana muscosa</i>	sw	atW	G	Rz (t)	W/oG	Lg (s/f)

<i>Rana pretiosa</i>	e;sw	atW	G	Rz (t)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rana pyrenaica</i>	e	atW	G	NA	oG	fl
<i>Rana sierrae</i>	sw	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s/f)
<i>Rana temporaria</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rana uenoi</i>	NA	NA	NA	NA	W	NA
<i>Ranitomeya amazonica</i>	NA	aW	NA	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya benedicta</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya defleri</i>	ls	NA	G	NA	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya fantastica</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya flavovittata</i>	NA	NA	NA	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya imitator</i>	atV	aW	U	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya reticulata</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya sirensis</i>	atV	aW	U	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya summersi</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya uakarii</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya vanzolinii</i>	atVc	aW	U/C	Rz (t)	W	NA
<i>Ranitomeya variabilis</i>	NA	NA	NA	NA	W	NA
<i>Ranitomeya ventrimaculata</i>	atV;ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Ranitomeya yavaricola</i>	atV;ls	aW	G/U	Rz (t)	W	Lg (s)
<i>Ranoidea alboguttata</i>	ec	atW	G	Rz (g)	oG	Lg (s)
<i>Ranoidea andiirrmalin</i>	NA	atW	NA	NA	W	fl
<i>Ranoidea booroolongensis</i>	e	bw	G	Rz (n)	W	fl
<i>Ranoidea brevipes</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Ranoidea caerulea</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Ranoidea chloris</i>	e	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
<i>Ranoidea citropa</i>	atV	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
<i>Ranoidea cryptotis</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Ranoidea dayi</i>	NA	NA	U	NA	W	fl
<i>Ranoidea eucnemis</i>	NA	NA	G	NA	W	fl

<i>Ranoidea genimaculata</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Ranoidea gracilentia</i>	NA	NA	U	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Ranoidea lesueurii</i>	sw	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
<i>Ranoidea manya</i>	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Ranoidea myola</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Ranoidea nannotis</i>	e	bw	G	NA	W	fl
<i>Ranoidea novaehollandiae</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Ranoidea nyakalensis</i>	NA	NA	U	NA	W	fl
<i>Ranoidea pearsoniana</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Ranoidea platycephala</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Ranoidea raniformis</i>	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Ranoidea rheocola</i>	NA	atW	U	NA	W	fl
<i>Ranoidea subglandulosa</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	fl
<i>Ranoidea xanthomera</i>	atV	NA	U/C	NA	W	fl
<i>Raorchestes agasthyaensis</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Raorchestes akroparallagi</i>	atV	aW	U	NA	W	Lg (t)
<i>Raorchestes anili</i>	atV	aW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Raorchestes beddomii</i>	atV	NA	U	NA	W	Lg (t)
<i>Raorchestes bobingeri</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Raorchestes bombayensis</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (t)
<i>Raorchestes chalazodes</i>	atV	NA	NA	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Raorchestes charius</i>	atV	NA	G/U	NA	W	Lg (t)
<i>Raorchestes chromasynchysi</i>	e;atV	aW	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Raorchestes flaviocularis</i>	atV	NA	U	NA	NA	NA
<i>Raorchestes glandulosus</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Raorchestes griet</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Raorchestes jayarami</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Raorchestes johnceei</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Raorchestes kakachi</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA

<i>Raorchestes luteolus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Raorchestes manohari</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Raorchestes nerostagona</i>	atV	NA	C	NA	W	Lg (t)
<i>Raorchestes ochlandrae</i>	atVc	aW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (t)
<i>Raorchestes ponmudi</i>	atV	aW	C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Raorchestes tuberohumerus</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Rhacophorus calcadensis</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Rhacophorus laoshan</i>	atV	aW	U/C	Rz (n)	NA	NA
<i>Rhacophorus lateralis</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
<i>Rhacophorus malabaricus</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
<i>Rhacophorus margaritifer</i>	atV	atW	U	NA	W	fl
<i>Rhacophorus modestus</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Rhacophorus monticola</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Rhacophorus nigropalmatus</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
<i>Rhacophorus reiatWardtii</i>	atV	NA	U/C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Rhaebo guttatus</i>	e	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s/f)
<i>Rhaebo haematiticus</i>	NA	NA	G	Rz (n)	W	fl
<i>Rhaebo olallai</i>	NA	NA	NA	NA	W	NA
<i>Rheobatrachus silus</i>	ec	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Rheobatrachus vitellinus</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Rhinella abei</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Rhinella casconi</i>	NA	NA	G	NA	W	NA
<i>Rhinella castaneotica</i>	e	atW	G	NA	W	Lg (s)
<i>Rhinella crucifer</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Rhinella granulosa</i>	e	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rhinella henseli</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Rhinella icterica</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rhinella inopina</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	NA

<i>Rhinella margaritifera</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rhinella marina</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Rhinella mirandaribeiroi</i>	NA	NA	G	NA	oG	NA
<i>Rhinella ornata</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Rhinella poeppigii</i>	e	atW	G	NA	W	Lg (s/f)
<i>Rhinella proboscidea</i>	e	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Rhinella schneideri</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Rhinophrynus dorsalis</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Rhombophryne coronata</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Rhombophryne mangabensis</i>	ls	aW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Rhombophryne minuta</i>	atV	NA	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Rhombophryne testudo</i>	ec	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Rulyrana flavopunctata</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Scaphiophryne boribory</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scaphiophryne brevis</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scaphiophryne gottlebei</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scaphiophryne madagascariensis</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scaphiophryne menabensis</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scaphiophryne spinosa</i>	e;sw	atW	G	Rz (g)	W	Lg (s)
<i>Scaphiopus couchii</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scaphiopus holbrookii</i>	e;sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Scaphiopus hurterii</i>	e;sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Scarthyla goinorum</i>	atV	atW	U	Rz (g)	W	fl
<i>Schismaderma carens</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Scinax acuminatus</i>	NA	NA	NA	NA	oG	Lg (s)
<i>Scinax alter</i>	atV	atW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Scinax auratus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax boesemani</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)



<i>Scinax boulengeri</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scinax cabralensis</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Scinax camposseabrai</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Scinax castroviejoi</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scinax chiquitanus</i>	atV	atW	U	NA	W	Lg (s)
<i>Scinax constrictus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Scinax cretatus</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax crospedospilus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Scinax cruentomma</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scinax curicica</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Scinax duartei</i>	sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Scinax eurydice</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax funereus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scinax fuscomarginatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax fuscovarius</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Scinax garbei</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Scinax granulatus</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Scinax hayii</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Scinax ictericus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scinax nasicus</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax nebulosus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax pedromedinae</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scinax perereca</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scinax proboscideus</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Scinax quinquefasciatus</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax rogerioi</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Scinax rossaferesae</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Scinax rostratus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax ruber</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)

<i>Scinax rupestris</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	fl
<i>Scinax squalirostris</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax staufferi</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Scinax tigrinus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Sclerophrys capensis</i>	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Sclerophrys garmani</i>	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Sclerophrys gutturalis</i>	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Sclerophrys maculata</i>	e	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Sclerophrys mauritanica</i>	NA	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Sclerophrys pantherina</i>	NA	bw	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Sclerophrys pardalis</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Sclerophrys poweri</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Sclerophrys regularis</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Semnodactylus wealii</i>	e;atV;sw	atW	G/U	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Silverstoneia flotator</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Smilisca baudinii</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Smilisca fodiens</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Smilisca phaeota</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Smilisca sila</i>	e;atV	atW	G/U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Spea bombifrons</i>	e;sw	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Spea hammondi</i>	e;sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Spea intermontana</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Spea multiplicata</i>	e	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Sphaenorhynchus carneus</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Sphaenorhynchus dorisae</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Sphaenorhynchus lacteus</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Sphaerotheca breviceps</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Sphaerotheca dobsonii</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Spinomantis aglavei</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	Lg (s/f)

<i>Spinomantis bertini</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Spinomantis brunae</i>	ec	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Spinomantis elegans</i>	ec	atW	G	Rz (n)	W/oG	fl
<i>Spinomantis fimbriatus</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Spinomantis guibei</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Spinomantis massi</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Spinomantis peraccae</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Spinomantis phantasticus</i>	atV	atW	C	Rz (n)	W	fl
<i>Staurois guttatus</i>	e	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Staurois latopalmatus</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Staurois parvus</i>	NA	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Strabomantis bufoniformis</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W	fl
<i>Strongylopus bonaespei</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Strongylopus fasciatus</i>	e;atV	NA	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Strongylopus grayii</i>	ls	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s)
<i>Strongylopus rhodesianus</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	fl
<i>Strongylopus springbokensis</i>	e	aW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Strongylopus wageri</i>	NA	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Stumpffia gimmeri</i>	ls	NA	G	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Stumpffia psologlossa</i>	ls	NA	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Stumpffia pygmaea</i>	ls	aW	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Stumpffia roseifemoralis</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Stumpffia tetradactyla</i>	ls	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Stumpffia tridactyla</i>	ls	NA	G	Rz (t)	W	Lg (t)
<i>Synapturanus mirandaribeiroi</i>	ec	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Synapturanus salseri</i>	ec	aW	G	Rz (g)	W	fl
<i>Taruga eques</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Taudactylus acutirostris</i>	NA	NA	G	Rz (g)	W	fl

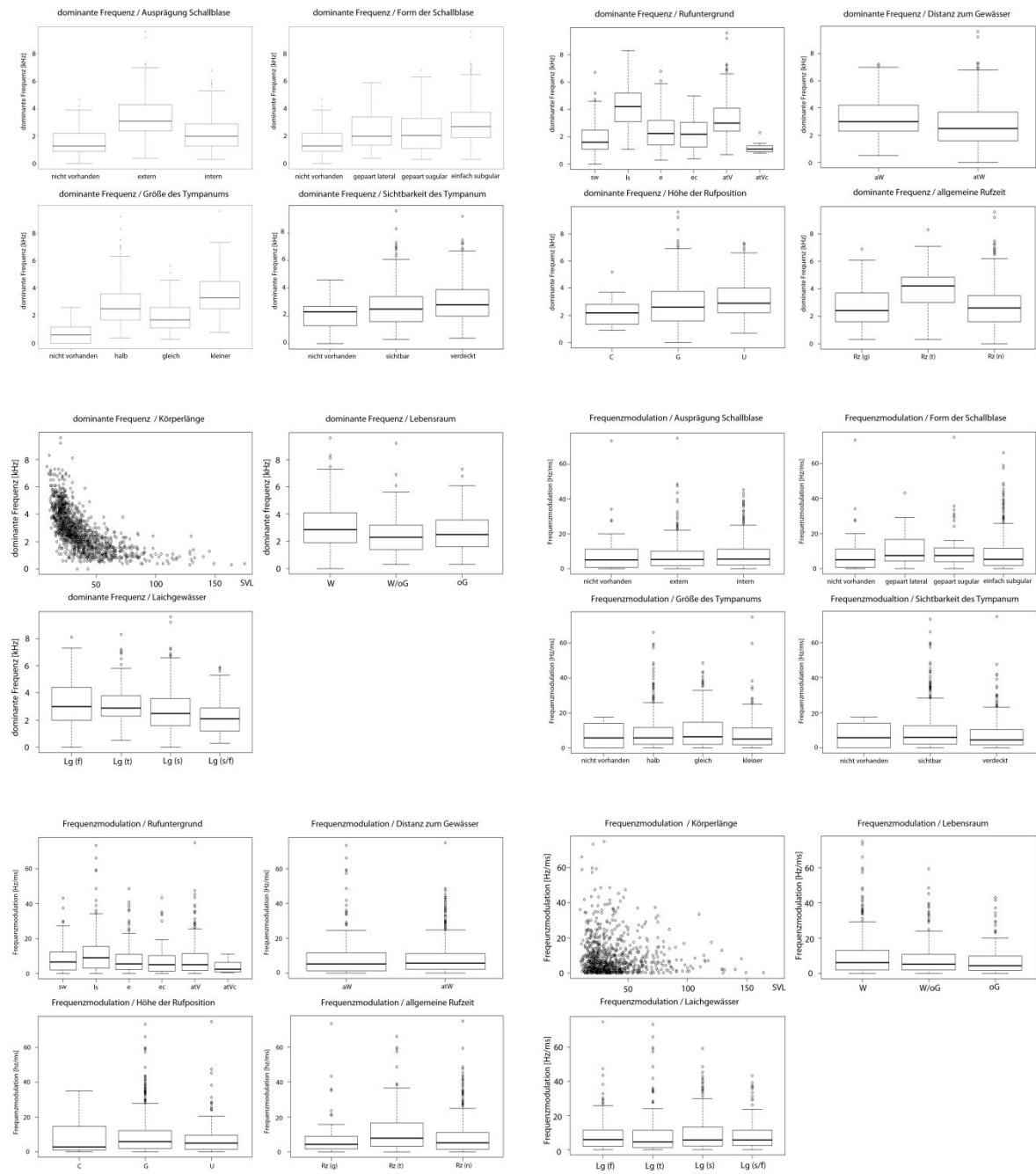
<i>Taudactylus eungellensis</i>	NA	NA	G	Rz (t)	W	fl
<i>Taudactylus liemi</i>	NA	NA	NA	NA	W	fl
<i>Taudactylus pleione</i>	ec	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Taudactylus rheophilus</i>	ec	atW	G	Rz (t)	W	fl
<i>Telmatobius edaphonastes</i>	NA	atW	NA	Rz (n)	W	fl
<i>Teratohyla midas</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Teratohyla pulverata</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Teratohyla spinosa</i>	atV	atW	U	NA	W	fl
<i>Theloderma corticale</i>	NA	NA	U/C	NA	W	Lg (s)
<i>Tlalocohyla loquax</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Tomopterna cryptotis</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Tomopterna damarensis</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Tomopterna delalandii</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Tomopterna krugerensis</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Tomopterna marmorata</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Tomopterna natalensis</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Tomopterna tandyi</i>	NA	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Tomopterna tuberculosa</i>	NA	NA	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Trachycephalus atlas</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Trachycephalus coriaceus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Trachycephalus cunauaru</i>	atVc	atW	U/C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Trachycephalus dibernardoi</i>	atV	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Trachycephalus jordani</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Trachycephalus mesophaeus</i>	sw	atW	G	NA	W	Lg (s)
<i>Trachycephalus resinifictrix</i>	atVc	atW	C	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Trachycephalus typhonius</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Uperodon mormoratus</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Uperodon taprobanicus</i>	sw	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)

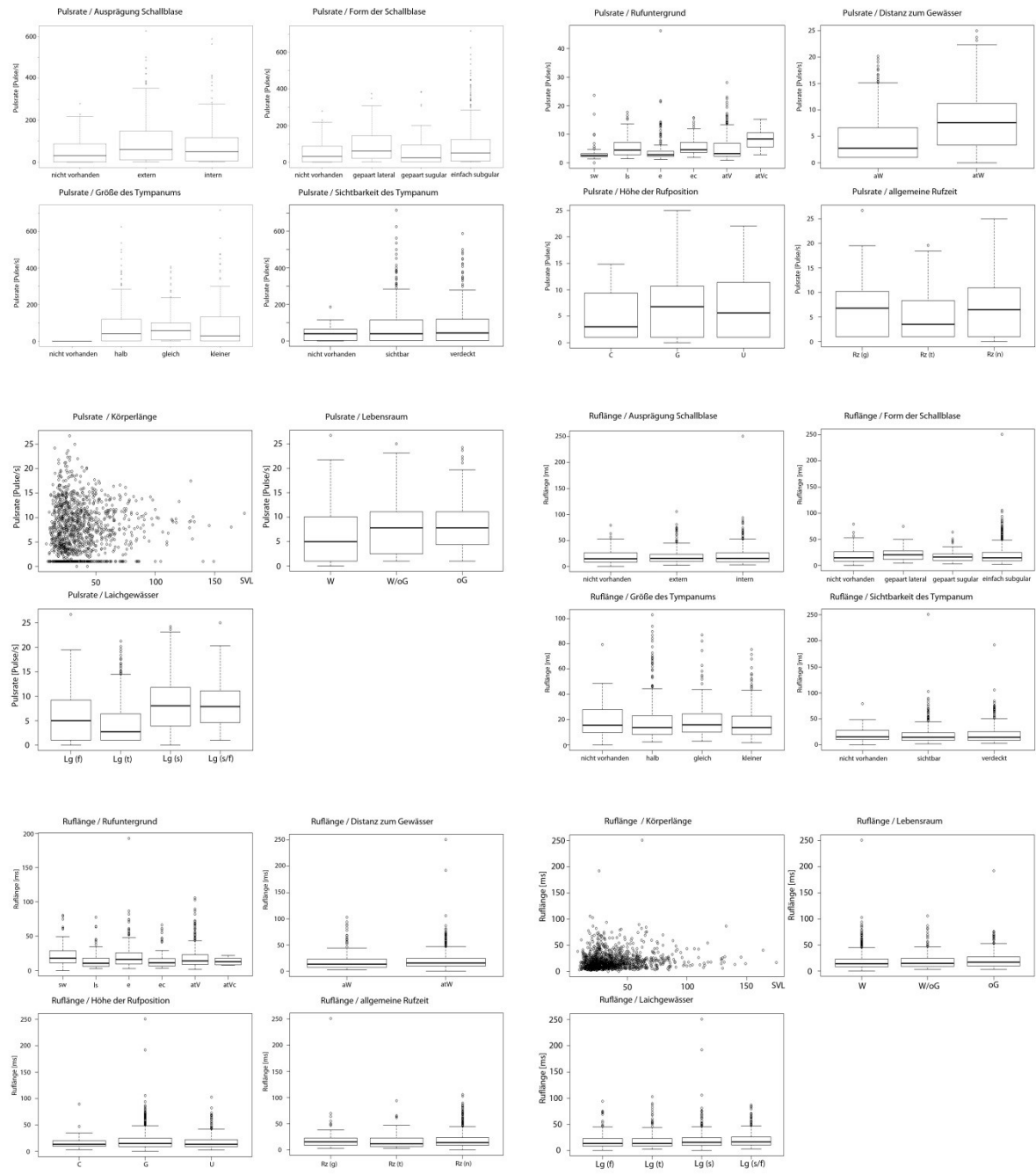
<i>Uperodon triangularis</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Uperodon variegatus</i>	e;atV	atW	G	Rz (n)	W/oG	Lg (s)
<i>Uperoleia altissima</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	fl
<i>Uperoleia fusca</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Uperoleia laevigata</i>	NA	atW	G/U	NA	oG	Lg (s)
<i>Uperoleia lithomoda</i>	NA	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s/f)
<i>Uperoleia littlejohni</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Uperoleia mimula</i>	ls	atW	G	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Uperoleia rugosa</i>	ec	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Uperoleia stridera</i>	NA	NA	G	NA	oG	NA
<i>Uperoleia trachyderma</i>	e	bw	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Uperoleia tyleri</i>	e;ls	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Vandijkophrynus amatolicus</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Vandijkophrynus angusticeps</i>	e	atW	G	Rz (n)	oG	Lg (s)
<i>Vandijkophrynus garipeensis</i>	e	atW	G	Rz (t)	oG	Lg (s/f)
<i>Vandijkophrynus robinsoni</i>	e	atW	G	NA	oG	Lg (s/f)
<i>Vitreorana antisthenesi</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W	fl
<i>Vitreorana castroviejoi</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Vitreorana eurygnatha</i>	atV	atW	G/U	Rz (n)	W	fl
<i>Vitreorana gorzulae</i>	atV	atW	U	NA	W	fl
<i>Vitreorana helenae</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	fl
<i>Vitreorana ritae</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	fl
<i>Vitreorana uranoscopa</i>	e	atW	G	Rz (n)	W	fl
<i>Walkerana diplosticta</i>	NA	NA	NA	NA	NA	NA
<i>Xenopus amieti</i>	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Xenopus andrei</i>	NA	NA	NA	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Xenopus boumbaensis</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)

<i>Xenopus clivii</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Xenopus epitropicalis</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s)
<i>Xenopus gilli</i>	sw	atW	G	NA	oG	Lg (s)
<i>Xenopus itombwensis</i>	sw	atW	G	NA	W	Lg (s)
<i>Xenopus laevis</i>	sw	atW	G	Rz (g)	W/oG	Lg (s/f)
<i>Xenopus largeni</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Xenopus lenduensis</i>	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Xenopus muelleri</i>	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Xenopus petersii</i>	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Xenopus tropicalis</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Xenopus vestitus</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Xenopus victorianus</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Xenopus wittei</i>	sw	atW	G	NA	W/oG	Lg (s/f)
<i>Yunganastes ashkapara</i>	atV	NA	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Yunganastes bisignatus</i>	atV	NA	U	Rz (n)	W	Lg (t)
<i>Yunganastes pluvicanorus</i>	e;atV;ls	aW	G	Rz (g)	W	Lg (t)
<i>Zhangixalus achantharrhena</i>	atV	atW	U	Rz (n)	W	Lg (s/f)
<i>Zhangixalus arvalis</i>	atV	atW	U/C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Zhangixalus aurantiventris</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (t)
<i>Zhangixalus chenfui</i>	NA	atW	G/U	Rz (t)	W/oG	Lg (s)
<i>Zhangixalus dennysi</i>	NA	NA	NA	NA	W	Lg (s/f)
<i>Zhangixalus dugritei</i>	NA	NA	NA	NA	W/oG	Lg (s)
<i>Zhangixalus moltrechti</i>	atV	atW	U	NA	W	Lg (s/f)
<i>Zhangixalus omeimontis</i>	atV	atW	C	Rz (n)	W	Lg (s)
<i>Zhangixalus prasinatus</i>	atV	atW	U	NA	W/oG	Lg (t)
<i>Zhangixalus taipeianus</i>	e	atW	G	NA	W	Lg (s)
<i>Leiopelma hamiltoni</i>	sw	atW	G	NA	W	Lg (s)

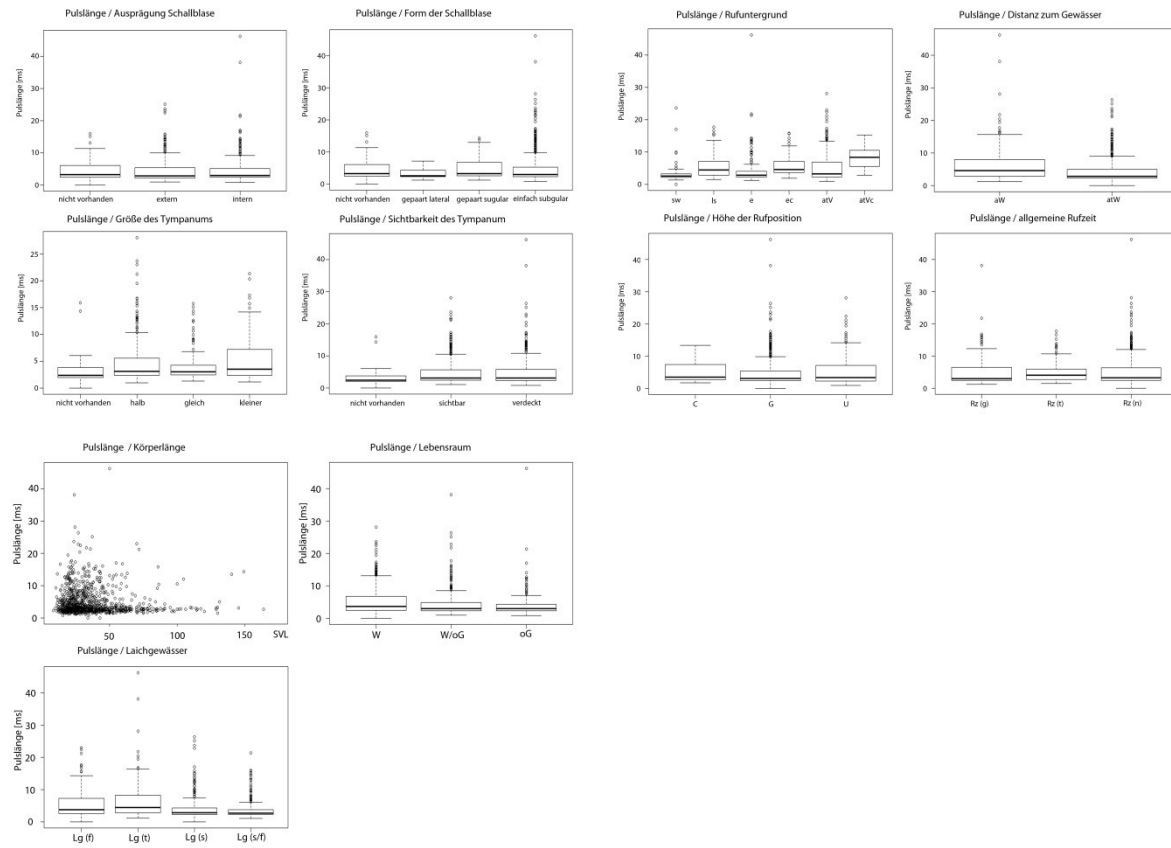
## Appendix F

Ergebnisse der Korrelationen nach Spearman, Wilcoxon-Test und der paarweise durchgeführten Wilcoxon-Test.









# Liste der Publikationen

- Barej M.F., Schmitz A., Penner J., Doumbia J., Sandberger-Loua L., Hirschfeld M., Brede C., **Emmrich M.**, Kouamé N'G.G., Hillers A., Gonwouo N.L., Nopper J., Adeba P.J., Bangoura M.A., Gage C., Anderson G. and M-O. Rödel 2015: Life in the spray zone – overlooked diversity in West African torrent-frogs (Anura, Odontobatrachidae, Odontobatrachus). *Zoosystematics and Evolution*, 91: 115–149.
- Emmrich M.**, Vences M., Rodríguez A., Ernst R., Köhler J., Barej M.F., Glaw F., Jansen M., and M-O. Rödel 2019: A proposal for guild classification of anuran advertisement calls. *Zoosystematics and Evolution*, (under review).
- N'G.G. Kouamé, Adepo-Gourène A.B., Konan J.C.B.Y.N., **Emmrich M.**, Penner J. and M-O. Rödel 2014: Second record of *Hyperolius laurenti* Schiøtz, 1967 (Anura: Hyperoliidae) in south-eastern Ivory Coast, with observations on the species' variability, call characteristics and habitat. *Herpetology Notes*, 7: 59–65.
- Köhler J., Jansen M., Rodríguez A., Kok P.J.R., Toledo L.F., **Emmrich M.**, Glaw F., Haddad C.F.B., Rödel M-O. & M. Vences 2017: The use of bioacoustics in anuran taxonomy: theory, terminology, methods and recommendations for best practice. *Zootaxa*, 4251: 1–124.
- Kpan T.F., Kouamé N'G.G., Barej M.F., P.J., **Emmrich M.**, Ofori-Boateng C. and M-O. Rödel 2018: A new Puddle Frog, genus *Phrynobatrachus* (Amphibia: Anura: Phrynobatrachidae), from the eastern part of the Upper Guinea biodiversity hotspot, West Africa. *Zootaxa*, 4388: 221–237.
- Rödel M-O., **Emmrich M.**, Penner J., Schmitz A. and M.F. Barej 2014: The taxonomic status of two West African *Leptopelis* species: *L. macrotis* Schiøtz, 1967 and *L. spiritusnoctis* Rödel, 2007 (Amphibia: Anura: Arthroleptidae). *Zoosystematics and Evolution*, 90: 21–31.
- Rödel M-O., Burger M., Zassi-Boulou A.G., **Emmrich M.**, Penner J. and M.F. Barej 2015: Two new *Phrynobatrachus* species (Amphibia: Anura: Phrynobatrachidae) from the Republic of the Congo. *Zootaxa*, 4032: 55–80.

# Eigenständigkeitserklärung

Herewith I state that I accomplished the present study independently. I did not used any other resources or references than cited in here.

Hiermit erkläre ich, dass ich die Arbeit selbständig angefertigt habe und keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel verwendet habe.

Berlin, September 2019